



# **Traitement des effluents de fromageries fermières par biofiltration**

**Mémoire**

**Esteban Marín Uribe**

**Maîtrise en génie des eaux**  
Maître ès sciences (M. Sc.)

Québec, Canada

© Esteban Marín Uribe, 2017

# **Traitement des effluents de fromageries fermières par biofiltration**

**Mémoire**

**Esteban Marín Uribe**

Sous la direction de :

Rosa Galvez-Cloutier, directrice de recherche



# Résumé

Au Québec, l'industrie laitière est un secteur important de l'économie provinciale. Au Canada, près de 60 % des unités de fabrication de fromage sont situées dans la province de Québec et plus de deux milliards de litres de lait sont transformés en fromage à chaque année. En 2015, le nombre de fermes laitières québécoises s'élevait à 5 766. En moyenne, une ferme possède un cheptel de 60 vaches et livre près de 500 000 litres de lait par année. De plus, la production d'une vache sur cinq devient du lait de consommation, qui est simplement homogénéisé et pasteurisé. Le reste est transformé principalement en fromage, crème, yogourt et beurre.

Une production très importante de déchets issus de cette industrie a été mise en évidence dans certaines régions du Québec à cause de l'augmentation de la production de fromage. Ces déchets entraînent des problèmes de pollution de l'eau, comme l'eutrophisation des plans d'eau par de charges élevées de polluants organiques, de matière en suspension et de nutriments liés à ce type de rejets industriels. Une solution envisagée est de traiter les eaux usées avant de les épandre dans les sources d'eau afin d'en réduire la charge polluante. Une forme de traitement *in-situ* est d'installer, à la ferme, un système de traitement biologique des effluents de fromagerie. Pour ce faire, cette étude propose un système par biofiltration.

L'objet de la présente étude consiste donc à évaluer la performance du traitement des effluents de fromageries fermières par l'utilisation d'un biofiltre. Plus spécifiquement, ce projet de maîtrise comprend le démarrage, le développement et l'opération d'un biofiltre pilote où le lactosérum (composante des déchets) est séparé des effluents de fromagerie, pour alimenter (affluent) le système de biofiltration. Un deuxième objectif est l'évaluation du procédé de traitement.

Des performances épuratrices satisfaisantes en terme de réduction de la demande chimique en oxygène (DCO), des matières en suspension (MES) et de l'azote total (TN) ont été confirmées. L'enlèvement de la DCO total par le biofiltre pilote a varié entre 94 % et 99 %, pour les MES entre 97 % et 99 % et par rapport à l'azote total entre 70 % et 90 %.

La biofiltration s'avère donc, une bonne technique présentant beaucoup de potentiel, simple et efficace pour traiter les effluents liquides des fromageries fermières. De plus, la mise en place du biofiltre pilote est facile et son fonctionnement est autonome sans besoin de l'assistance régulière d'un technicien.

Mots-clés : Biofiltre, biofiltration, lactosérum, effluents de fromageries fermières



# Abstract

In Quebec, the dairy industry is an important sector of the provincial economy. In Canada, near to 60 % of cheese fabrication unities are located in the province of Quebec and more than two billions of liters of milk are converted into cheese every year. In 2015, the number of Quebec's dairy farms rose the number of 5 766. On average, a farm has got a livestock of 60 cows and delivers around 500 000 liters of milk per year. Furthermore, a cow's production over five becomes milk for consumption, which is simply homogenised and pasteurized. What is left is converted essentially into cheese, cream, yogurt and butter.

A very important production of wastes coming from this industry has been put forward in some areas of Quebec, due to the rising cheese production. Those wastes carry water contamination problems, such as the eutrophication of water bodies by high loads of organic pollutants, suspended solids and nutrients linked to this kind of industrial waste. A considered solution is to treat wasted water before spreading them into water sources in order to reduce the contaminating loads. A form of treatment *in-situ* is to install, at the farm, a biological treatment system of cheese dairy effluents. To do this, the present study suggests a system by biofiltration.

The purpose of this study is therefore to evaluate the performance of the treatment of effluents from cheese dairies by the use of a biofilter. More specifically, this master degree's project involves the star-up, the development and the operation of a pilot biofilter where the whey (waste component) is separated from cheese dairy effluents to feed (affluent) the biofiltration system. A second objective is the treatment process evaluation.

Satisfying removal performances were confirmed in terms of chemical oxygen demand (CDO), total suspended solids (TSS) and total nitrogen (TN). This biofilter is capable of operating with positive removal efficiencies of above 90 %.

Biofiltration is therefore a good technique with a lot of potential, simple and effective to treat the liquid effluents of the cheese dairies. Moreover, the installation of the pilot biofilter is easy and its operation is autonomous without the need of the regular assistance of a technician.

Key-words: biofilter, biofiltration, whey, cheese dairy effluents



# Remerciements

Par ailleurs, plusieurs personnes ont contribué à la réussite de ce projet. Je tiens à les remercier de m'avoir conseillé et appuyé au cours des trois dernières années.

Mes premiers remerciements vont à ma directrice de recherche, la professeure Rosa Galvez. Je la remercie pour sa grande disponibilité et son accueil toujours chaleureux. Ses remarques constructives, la confiance qu'elle me vouait et son intérêt dans le projet sont autant de raisons qui m'ont amené à repousser les limites de mes efforts, accroître mes connaissances et qui m'ont permis d'apprécier son soutien continu.

Un grand merci à l'équipe de recherche de madame Galvez... Gaëlle, Ana, Boris, Sébastien et Catherine. Merci aux techniciens en travaux d'enseignement et de recherche Michel Bisping et Denis Jobin. Leurs suggestions ont contribué à l'avancement du projet.

Merci à tous ceux que j'ai connu pendant mon séjour au Canada, spécialement aux filles de la *Fromagerie du Campus*.

Sur une note plus personnelle, je tiens à exprimer une reconnaissance sincère aux membres de ma famille, ainsi qu'à mes amis, pour l'intérêt qu'ils ont porté à mes études et leurs encouragements soutenus.





*À mes parents et à mon frère,  
pour les raisons d'usage,  
et d'autres, surtout.*

*Lorsque tu dis la vérité, tu n'as à te souvenir de rien*

Mark Twain (1835 – 1910)



# Table des matières

Résumé .....	iv
Abstract .....	vi
Remerciements .....	viii
Table des matières .....	xii
Liste des Tableaux.....	xvi
Liste des figures.....	xvii
Liste des symboles et abréviations.....	xix
Chapitre 1.....	1
1. Introduction .....	1
1.1. Structure du mémoire.....	2
Chapitre 2.....	3
2. Revue de littérature .....	3
2.1. L'industrie laitière au Canada et au Québec.....	3
2.1.1. Production de fromages.....	4
2.2. Les effluents de fromagerie .....	5
2.3. Composition du lactosérum .....	6
2.4. Traitement du lactosérum .....	7
2.4.1. Principaux procédés de traitement biologique .....	7
2.5. Biofiltration .....	8
2.5.1. Les potentiels de la biofiltration .....	8
2.5.2. Biofiltre .....	9
2.5.3. Caractéristiques d'un biofiltre .....	11
2.5.4. Matériaux filtrants d'un biofiltre.....	12
2.5.5. Biofiltration sur support organique .....	15
2.6. Mécanismes de l'épuration par biofiltration .....	15
2.6.1. Processus d'épuration .....	16
2.7. Facteurs affectant la biofiltration.....	18
2.7.1. Micro-organismes.....	18
2.7.2. Matériau filtrant.....	18
2.7.3. Nutriments .....	20

2.7.4.	Fonctionnement.....	20
2.7.5.	Colmatage .....	21
2.7.6.	Qualité de l'effluent à traiter.....	21
2.7.7.	Charge hydraulique.....	22
2.8.	Paramètres influant la performance d'un biofiltre .....	23
2.8.1.	Température.....	23
2.8.2.	Teneur en eau .....	24
2.8.3.	Potentiel hydrogène (pH).....	25
2.8.4.	Contenu d'oxygène .....	25
2.9.	Paramètres indiquant la performance d'un biofiltre.....	26
2.9.1.	Taux d'abattement.....	26
2.10.	Structure du biofilm et effets sur sa performance du biofiltre .....	27
2.11.	Diversité microbienne de la biomasse .....	28
Chapitre 3.....		30
3.	Matériels et méthodes .....	30
3.1.	Biofiltre pilote .....	30
3.2.	Conditions expérimentales.....	32
3.3.	Echantillonnage et conservation des échantillons.....	35
3.3.1.	Lactosérum et eaux de lavage .....	35
3.3.2.	Échantillonnage des sorties liquides du biofiltre.....	36
3.3.3.	Échantillonnage du gaz.....	36
3.3.4.	Échantillonnage de milieu filtrant.....	37
3.4.	Périodes de suivis et analyses .....	37
3.5.	Performance du biofiltre .....	38
Chapitre 4.....		39
4.	Résultats et Discussion.....	39
4.1.	Caractéristiques de l'effluent traité pendant les essais de biofiltration .....	39
4.2.	Performance épuratoire du biofiltre pilote .....	41
4.2.1.	Enlèvement de la matière organique .....	41
4.2.2.	Enlèvement des matières en suspension (MES) .....	42
4.2.3.	Enlèvement / transformation de l'azote.....	44
4.2.4.	Performance du biofiltre pilote.....	47
4.3.	Résultats complémentaires.....	47

4.3.1.	Variations du pH .....	47
4.3.2.	Variations de la conductivité (k) .....	48
4.3.3.	Suivi de la production de CO <sub>2</sub> .....	49
4.3.4.	Test de la teneur en matière grasse .....	50
4.4.	Analyse photographique .....	51
4.4.1.	Variations de la couleur .....	51
4.4.2.	Flore bactérienne .....	53
Chapitre 5	.....	55
5.	Conclusions générales.....	55
5.1.	Généralités.....	55
5.2.	Conclusions .....	55
5.3.	Originalité de l'étude.....	56
5.4.	Limitations de l'étude.....	56
5.5.	Études futures.....	57
Références bibliographiques	.....	59
Annexe A : Dossier photographique du mémoire	.....	66
A.1.	Fromagerie, échantillonnage et stockage .....	66
A.2.	Matériaux filtrants .....	67
A.3.	Biofiltre pilote .....	68
A.4.	Opération de lavage du biofiltre.....	71
A.5.	Dilutions d'alimentation et système d'alimentation .....	72
A.6.	Détermination de la concentration de CO <sub>2</sub> .....	73
A.7.	Détermination de la quantité de matière grasse.....	73
A.8.	Échantillonnage de l'effluent traité .....	74
A.9.	Échantillonnage du milieu filtrant.....	74
A.10.	Instruments du système .....	75



## Liste des Tableaux

Tableau 2.1 : Caractéristiques des effluents de fromagerie (tiré de PEP CAPRIN, 2006). .....	6
Tableau 2.2 : Composition d'un lactosérum doux et d'un lactosérum acide (tiré de Sottiez, 1990). .....	6
Tableau 2.3 : Diversité microbienne de la biomasse (tiré de Saminathan <i>et al.</i> , 2013). .....	29
Tableau 3.1 : Méthodes utilisées pour l'analyse des paramètres du lactosérum pur et ses dilutions. ....	34
Tableau 3.2 : Caractéristiques du lactosérum et des dilutions utilisés pour alimenter le biofiltre. ....	34
Tableau 3.3 : Charges appliquées sur le biofiltre pilote. ....	35
Tableau 3.4 : Échantillonnage de l'effluent du biofiltre pour le BATCH I & II. ....	37
Tableau 3.5 : Méthodes utilisées pour l'analyse des paramètres de l'effluent liquide et gazeux du biofiltre pilote. ....	38
Tableau 4.1 : Concentration moyenne à la sortie (effluent) du biofiltre pilote de tous les composés par BATCH. .....	40
Tableau 4.2 : Taux d'abattement des essais de biofiltration BATCH I & II. ....	47



## Liste des figures

Figure 2.1 : Aperçu de l'industrie laitière canadienne à la ferme (tiré de CCIL, 2015).....	4
Figure 2.2 : Le lait en chiffres (2015) (tiré de Borde, 2016). .....	4
Figure 2.3 : Différents procédés aérobies pour le traitement des effluents (adapté de Castillo de Campis, 2005). .....	8
Figure 2.4 : Processus fondamentaux impliqués dans les biofiltres (tiré de Samie, 2009).....	10
Figure 2.5 : Principe d'un biofiltre à courant descendant (tiré de Vigne, 2007). .....	11
Figure 2.6 : Représentation des réactions biologiques à différents profondeurs dans un filtre percolateur pour la biodégradation du carbone et la nitrification (tiré de Grady <i>et al.</i> , 1999). .....	20
Figure 2.7 : Schéma représentatif des différents composants d'un biofilm : liquide, couche limite, biofilm et substrat (tiré de Henze <i>et al.</i> , 2008). .....	27
Figure 2.8 : Schéma de principe du biofilm (tiré et adapté de Lessard, 2016). .....	28
Figure 3.1 : Représentation schématique du biofiltre utilisé pour traiter les eaux usées de fromagerie.....	31
Figure 3.2 : Préparation des dilutions de lactosérum et schéma du protocole de mesure des paramètres. ....	33
Figure 3.3 : Division des échantillons dans la fromagerie.....	36
Figure 4.1 : Évolution de la DCO à l'affluent et à l'effluent liquide du B1 et B2 du biofiltre pilote. ....	42
Figure 4.2 : Évolution des MES à l'affluent et à l'effluent liquide du B1 et B2 du biofiltre pilote.....	44
Figure 4.3 : Évolution du TN (a) du NTK (b) et du N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (c) à l'affluent et à l'effluent liquide du B1 et B2 du biofiltre pilote. ....	46
Figure 4.4 : Évolution du pH (a) et de la conductivité (b) à l'affluent et à l'effluent liquide du B1 et B2 du biofiltre pilote. ....	49
Figure 4.5 : Suivi de la production de CO <sub>2</sub> dans l'effluent gazeux du biofiltre pilote. ....	50
Figure 4.6 : Test de la teneur en matière grasse à l'affluent et à l'effluent liquide du B1 et B2 du biofiltre pilote. ....	51
Figure 4.7 : Lactosérum et ses dilutions.....	52
Figure 4.8 : Comparaison de la couleur de l'effluent du B2 pendant tout les essais de biofiltration, colmatage inclut. ....	52
Figure 4.9 : Comparaison de la couleur de l'effluent du B2 et son affluent respectif, après l'utilisation de DA10 jusqu'au le jour 21 <sup>eme</sup> jour d'expérience. ....	53
Figure 4.10 : Matériau filtrant avant de commencer les essais de biofiltration B1 (a) et matériau filtrant à la fin des essais de biofiltration B2 (b).....	53
Figure 4.11 : Échantillon de biofilm (a) et de biomasse (b) produite dans le biofiltre.....	54
Figure A. 1 : Production de fromage à la Fromagerie du campus (AGETAAC, 2013).....	66
Figure A. 2 : Échantillonnage de lactosérum à la Fromagerie du campus (AGETAAC, 2013). ....	66
Figure A. 3 : Entreposage du lactosérum à 4°C. ....	67
Figure A. 4 : Mélange du milieu filtrant, tourbe et perlite.....	67
Figure A. 5 : Tamisage de la couche de gravier ajouté sur le plénum, au bas du biofiltre. ....	67
Figure A. 6 : Montage expérimental (Biofiltre pilote). ....	68
Figure A. 7 : Tamis installé sur le dessus du biofiltre pour éviter les pertes du milieu filtrant pendant les rétro-lavages. ....	69
Figure A. 8 : Plénum installé dans le bas du biofiltre pour favoriser une aération uniforme du milieu filtrant. ...	69

Figure A. 9 : Entrée de liquide et sortie de gaz. Adaptation du diamètre de tube d'alimentation de liquide pour brancher au biofiltre. ....	70
Figure A. 10 : Montage expérimental du rétro-lavage du biofiltre pilote. ....	71
Figure A. 11 : Préparation des dilutions standards et d'alimentation de lactosérum au biofiltre. ....	72
Figure A. 12 : Chaudière d'alimentation à 4 °C. ....	72
Figure A. 13 : Titrations des échantillons du piège à CO <sub>2</sub> . ....	73
Figure A. 14 : Test de la teneur en matière grasse par extraction de solvants. ....	73
Figure A. 15 : Échantillonnage de l'effluent de lactosérum traité. ....	74
Figure A. 16 : Échantillonnage du milieu filtrant à la fin des expériences. ....	74
Figure A. 17 : Montage d'alimentation d'aire et débitmètre. ....	75
Figure A. 18 : Pompe péristaltique pour alimentation le lactosérum. ....	75
Figure A. 19 : Piège de CO <sub>2</sub> (laveur de gaz) contenant une solution de NaOH de 0,2 M. ....	76

# Liste des symboles et abréviations

DCO : Demande chimique en oxygène ( $\text{mg L}^{-1}$ )  
k : Conductivité ( $\mu\text{S cm}^{-1}$ )  
MES : Matières en suspension ( $\text{mg L}^{-1}$ )  
MG : Teneur en matière grasse (%)  
MM : Matières minérale ( $\text{mg L}^{-1}$ )  
MVES : Matières volatiles en suspension ( $\text{mg L}^{-1}$ )  
 $\text{NH}_4^+$  : Ammonium ( $\text{mg L}^{-1}$ )  
 $\text{NO}_3^-$  : Nitrate ( $\text{mg L}^{-1}$ )  
NKT : Azote total Kjeldahl ( $\text{mg L}^{-1}$ ) =  $\text{NH}_4^+$  +  $\text{N}_{\text{org}}$   
TN : Azote total ( $\text{mg.L}^{-1}$ ) = NKT +  $\text{NO}_2^-$  +  $\text{NO}_3^-$   
pH : Potentiel hydrogène  
 $\text{P}_{\text{CO}_2}$  : Suivi de production de dioxyde de carbone  
T : température ( $^{\circ}\text{C}$ )  
alk : alcalinité (-)  
BATCH I (B1) : premières essais de biofiltration  
BATCH II (B2) : deuxièmes essais de biofiltration  
DGGE : Denaturing gradient gel electrophoresis  
DF : Dilution filtrée  
DS# : Dilution standard  
DA# : Dilution d'alimentation au biofiltre  
EH : équivalent-habitant  
EPS : Exopolymères  
MO : Matière organique  
NDS : Nitrification et dénitrification simultanées  
OD : oxygène dissous ( $\text{mg O}_2 \text{L}^{-1}$ )  
RL : rétro-lavage  
TRH : Temps de rétention hydraulique (h)  
X : taux d'abattement (%)  
 $\Lambda_H$  : Charge hydraulique totale ( $\text{m}^3 \text{m}^{-2} \text{j}^{-1}$ )  
 $\Lambda_s$ , COT charge organique totale ( $\text{kg DBO}_5 \text{m}^{-3} \text{d}^{-1}$  ou  $\text{kg DCO m}^{-3} \text{j}^{-1}$ )  
 $\Lambda$  Charge volumique  $\text{kg m}^{-3}$  de lit jour $^{-1}$   
P : Masse volumique ( $\text{g cm}^{-3}$ )  
 $\varepsilon$  : Taux de vide du lit filtrant  
 $\phi$  : Porosité %



# Chapitre 1

## 1. Introduction

La fabrication du fromage est un secteur d'activité important pour l'économie au Canada (Éco Ressources Consultants, 2011 ; CILQ, 2016). En effet, en 2015 le secteur laitier a généré des recettes de 6,02 \$ milliards de dollars (CCIL, 2015). Au Canada, près de 60 % des unités de fabrication de fromage sont situées dans la province de Québec et plus de deux milliards de litres de lait sont transformés en fromage à chaque année (CCIL, 2015). Le Québec est une région qui possède des terres très fertiles. Environ 8 500 familles vivent de l'agriculture dans la province de Québec (CBC, 2016). Les fermes laitières du Québec ont généré 83 096 emplois (directs, indirects et induits) en 2011, pour l'ensemble de la filière. Elles ont généré 5,49 milliards de dollars au produit intérieur brut (PIB) Canadien. En 2015, le nombre de fermes laitières québécoises était de 5 766 et plus de 12 500 pour tout le Canada (CILQ, 2016 ; CCIL, 2015 ; CBC, 2016 ; PLQ, 2016). Il ne va pas sans dire qu'il y a de grands volumes de déchets issus de cette industrie. Ces déchets sont composés de substances tels l'azote ammoniacal ( $\text{NH}_4^+$ ), les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ), le phosphore (P), la matière organique, les matières en suspensions (MES) et les micro-organismes qui prolifèrent rapidement dans ce milieu (Eau Seine-Normandie, 2014 ; Castillo de Campis, 2005).

La production de fromage au plan mondial génère par année plus de 145 millions de tonnes de lactosérum et environ la moitié de la production est rejetée sans traitement (Donoso *et al.*, 2009). Au Québec, la production d'une vache sur cinq devient du lait de consommation, qui est simplement homogénéisé et pasteurisé. Le reste est transformé, principalement en fromage, crème, yogourt et beurre (Borde, 2016). La ferme laitière québécoise possède un cheptel moyen de 60 vaches et livre près de 500 000 litres de lait par année. Au Canada, le troupeau moyen est de 79 vaches (CILQ, 2016 ; CCIL, 2015 ; PLQ, 2016). Selon Laplanche (2014) la transformation de 1000 kg de lait en 100 kg de fromage produit 900 litres de lactosérum. Ce sous-produit contient encore environ 50 g/l de matières organiques (MO) facilement biodégradables, constituées de sucres et de protéines dans une solution saline. Un litre de lactosérum correspond pratiquement à la charge polluante rejetée par un habitant (un équivalent-habitant ou EH = 60 g L<sup>-1</sup>). En d'autres termes, la transformation de 1000 kg de lait en fromage produit une charge polluante équivalente à celle d'une commune d'environ 750 habitants (Muller & Lefrileux, 2000).

L'industrie laitière est donc amenée à rechercher des stratégies permettant d'améliorer la qualité des eaux rejetées dans le milieu naturel. Les grandes entreprises fromagères sont équipées pour valoriser le lactosérum

qui contient le tiers de la matière grasse du lait, en produit divers (concentrés, poudres, fromages). Ces technologies ne sont pas toutefois rentables que pour des quantités importantes de lactosérum. Par contre, pour les fermes d'élevage ou les fromageries fermières, seule des solutions plus rustiques et ne nécessitant qu'une très faible maintenance peuvent être envisagées. Par exemple, le recyclage dans l'alimentation animale reste la valorisation la plus répandue (Sabalçagaray, 2001).

Dans les petites fromageries fermières ou artisanales, qui sont davantage situées dans les zones rurales isolées, le lactosérum n'est pas séparé et il est évacué avec les autres eaux usées (Frigon *et al.*, 2009). La production de ces eaux usées, composées de charges organiques élevées et d'azote ammoniacal, provoquent de graves problèmes environnementaux d'oxygène disponibles dans les systèmes naturels tel que dans l'eau (rivière, lac, etc). Les niveaux d'oxygène dissouts sont réduits à cause de sa consommation par les processus de dégradation des polluants organiques. Il en résulte le déclin, voire la disparition, des espèces animales qui seront affectées (Metcalf & Eddy, 2003 ; Muller & Lefrileux, 2000). Tout cela justifie le développement de méthodes pour traiter ce type d'effluents afin de préserver la biodiversité et les cours d'eau.

Un procédé biologique applicable au traitement des effluents de fromageries fermières est la biofiltration. La technique utilise des supports organiques et/ou inorganiques pour filtrer des effluents issus des fermes. Plusieurs auteurs ont mentionné les potentiels d'épuration de cette technologie (Garzón-Zúñiga *et al.*, 2005 ; Dubé, 1996 ; Saminathan *et al.*, 2013 ; Aubry, 2008 ; Garzón-Zúñiga *et al.*, 2002). Saminathan *et al.* (2013).

Le présent projet a pour objectif général de poursuivre l'amélioration des connaissances au niveau du traitement des effluents de fromageries dans un biofiltre traitant du lactosérum. Il s'inscrit ainsi à la suite des travaux de Saminathan *et al.* (2013).

## **1.1. Structure du mémoire**

Le mémoire est divisé en cinq chapitres. Après une présentation de la problématique (CHAPITRE 1), le CHAPITRE 2 présente une revue de la littérature recensée dans le but de définir plus précisément la méthode de traitement. Par la suite, le CHAPITRE 3 inclut la méthodologie employée, la description du biofiltre pilote, les caractéristiques de l'effluent à traiter, le choix de matériau filtrant, de même que le protocole expérimental suivi. Le CHAPITRE 4 constitue le cœur du mémoire, avec la divulgation de la méthodologie et des résultats des essais de biofiltration du lactosérum. Le CHAPITRE 5 présente les principales conclusions. Le mémoire présente également un dossier photographique en ANNEXE A.

# Chapitre 2

## 2. Revue de littérature

Ce chapitre présente le secteur laitier au Québec et au Canada. Puis une brève description des effluents de fromageries et la composition du lactosérum. Une section est ensuite consacrée au traitement de ces types d'effluents. Les principaux procédés biologiques de traitement sont décrits brièvement, puis le procédé de biofiltration sur support organique est présenté en détail. Ensuite, sont abordés les facteurs qui contrôlent la biofiltration, ainsi que les paramètres influant le procédé et la performance d'un biofiltre. À continuation, les mécanismes d'épuration par biofiltration seront résumés. Finalement, une brève description sur la structure du biofilm et la diversité microbienne de la biomasse sera présentée.

### 2.1. L'industrie laitière au Canada et au Québec

L'industrie laitière canadienne fonctionne sur la base d'une année laitière qui débute le 1er août et se termine le 31 juillet. En tant qu'acteur important de l'économie canadienne, l'industrie laitière se classe (valeur des recettes monétaires agricoles) au troisième rang du secteur agricole canadien après les secteurs des céréales et oléagineux et des viandes rouges. En 2015, le secteur laitier a généré des recettes monétaires agricoles de 6,02 \$ milliards de dollars (CCIL, 2015).

Il y a deux marchés pour le lait au Canada. Le marché du lait de consommation (lait et crème) compte pour 36 % de la production laitière soit 28,2 millions d'hectolitre de lait et celui du lait de transformation (produits laitiers transformés tels que le beurre, le fromage, le yogourt et la crème glacée) compte pour les 64 % restants, soit 49,9 millions d'hectolitres de lait (CCIL, 2015). Dans la figure 2.1, le Centre canadien d'information laitière (CCIL, 2015) présente la production de lait par province au Canada. Nous pouvons montrer que 50 % des fermes laitières canadiennes sont situées dans la province de Québec (CCIL, 2015).

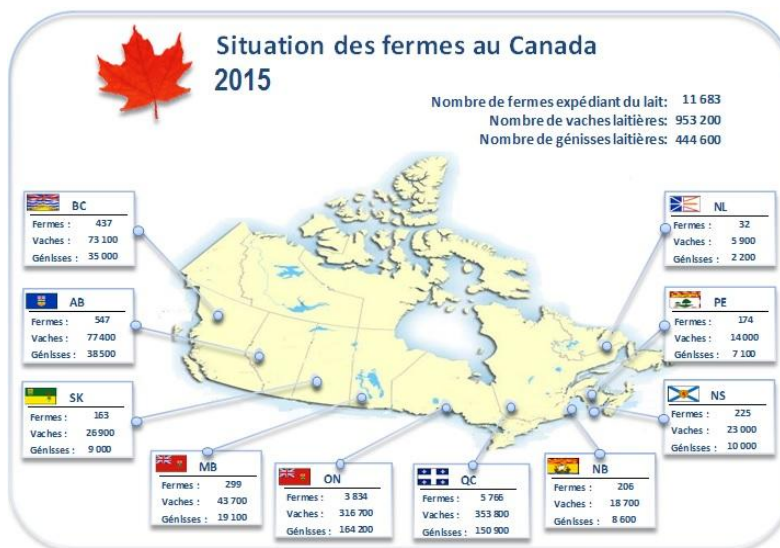


Figure 2.1 : Aperçu de l'industrie laitière canadienne à la ferme (tiré de CCIL, 2015).

En ce qui concerne la province du Québec, l'industrie laitière est la plus grande productrice de lait à la ferme au Canada. En 2015 la province a produit 30 millions d'hectolitres de lait, par rapport aux 81 millions d'hectolitres du total canadien, c'est-à-dire que 37 % de la production annuelle du pays est fournie par le Québec. Environ 8 500 familles vivent de l'agriculture au Québec (CCIL, 2015 ; CBC, 2016). Borde (2016) recueille des statistiques du secteur laitier du Québec en chiffres, avec un nombre de fermes laitières de 5766 et une quantité de lait produit de trois milliards de litres en 2015. La figure 2.2 fait référence à la contribution de la province de Québec par rapport à celle du Canada et à celle des États-Unis.



Figure 2.2 : Le lait en chiffres (2015) (tiré de Borde, 2016).

### 2.1.1. Production de fromages

Le Canada produit plus de 1 050 différentes variétés de fromages qui sont listées dans le Répertoire des fromages canadiens, rapporté par le Centre canadien d'information laitière (CCIL, 2015). Les différentes



variétés de fromages sont établies selon des critères tels que le type de lait, la catégorie de fromage, le type de traitement du lait, le contenu en gras, la période d'affinage et le type de production.

Le type de fabrication peut être divisé en trois catégories :

- Fermière : Le lait est transformé à la ferme et n'utilise que le lait de la ferme.
- Artisanale : Le lait est transformé à l'extérieur de la ferme et utilise le lait d'une ou de plusieurs fermes, selon diverses méthodes pour la fabrication manuelle des fromages.
- Industrielle : Le lait est transformé en utilisant des méthodes de fabrication hautement mécanisées et automatisées. Le lait provient d'un grand nombre de fermes.

Nous présentons quelques données rapportées par la Commission canadienne du lait (CCL, 2015) :

*De 2006 à 2011, la production canadienne de fromage a reculé de 139 326 000 kg à 137 732 000 kg. Le fromage cheddar et le fromage mozzarella représentent 61 % de la production de fromage au Canada.*

*De 2006-2007 à 2010-2011, la production de fromage cheddar a augmenté de 2,82 %. Le Québec est la première province productrice de fromage cheddar et compte pour 49 % de la production nationale, suivi de l'Ontario (32 %).*

*De 2006-2007 à 2010, la production de fromages fins du Canada a augmenté de 5,45 %. Le Québec représente 59 % de toute la production et l'Ontario englobe 26 % de la production nationale.*

## **2.2. Les effluents de fromagerie**

La littérature définit les effluents de fromagerie comme le mélange des eaux blanches de fromagerie et du lactosérum (PEP CAPRIN, 2005 ; Muller & Lefrileux, 2000). Le terme « eaux blanches de fromagerie » fait référence aux eaux de lavage des installations de la fromagerie qui contiennent les différents détergents utilisés ainsi que des résidus de lait. Le lactosérum est un sous-produit issu de la coagulation du lait (PEP CAPRIN, 2005).

Une étude faite par l'organisation régionale française de Pôle d'Expérimentation et de Progrès - PEP Caprins (2008) sur l'exploitation de 80 chèvres (produisant au maximum 300 litres de lait) dans la région française Rhône-Alpes, démontre que les rejets des eaux blanches représentent les déchets de 15 personnes. En revanche, si le lactosérum est rejeté avec les eaux blanches, cela équivaut aux rejets de 120 personnes. Ainsi, le lactosérum représente à lui seul 70 % de la charge polluante (Muller & Lefrileux, 2000). En résumé, les eaux de lavage de la fromagerie, plus celles de la salle de traites, mélangées aux sérums d'égouttage, constituent une charge polluante 12 à 15 fois plus chargée que les eaux usées domestiques (PEP CAPRIN,

2008). En outre, ces effluents sont caractérisés par une charge de DCO (Demande Chimique en Oxygène) et de DBO (Demande Biochimique en Oxygène). C'est pour cela que ces effluents se caractérisent par une charge organique extrêmement élevée pour l'environnement (PEP CAPRIN, 2011 ; Donoso *et al.*, 2009). Le tableau 2.1 ci-dessous, présente la caractéristique typique des effluents de fromagerie.

**Tableau 2.1 : Caractéristiques des effluents de fromagerie (tiré de PEP CAPRIN, 2006).**

Type d'effluent	pH	Volume produit par litre de lait	Concentration en g DCO/litre d'effluent	DCO/DBO <sub>5</sub>
Lactosérum	4,3	0,75	50 à 70	1,5
Eaux blanches de fromagerie	5,5 à 6,2	3 à 4	2 à 3	1,3 à 1,4
Lactosérum + eaux blanches	4 à 4,5	4 à 5	10 à 12	1,7 à 1,8
Eaux domestiques	7 à 8	150 litres/jour/habitant	0,8	1,9

## 2.3. Composition du lactosérum

Le lactosérum est la partie liquide issue de la coagulation du lait. Il s'agit d'un résidu des processus de transformation du lait en fromage de couleur jaune-verdâtre, composé à environ 94 % d'eau, de sucre (le lactose) (Froc, 2007), de protéines et de très peu de matières grasses (Bourgeois & Larpent, 1996). Deux grandes classes de lactosérums sont souvent distinguées en fonction du coagulant. Il y a le lactosérum doux, qui est obtenu après la coagulation du lait. Il est issu de la production de fromage à pâte pressée et/ou cuite. Mais aussi le lactosérum acide qui est obtenu par coagulation du lait après l'acidification provoquée par le métabolisme des bactéries lactiques. Il est issu de la production de fromage à pâte fraîche et molle (Schuck *et al.*, 2004 ; Bourgeois & Larpent, 1996). La composition du lactosérum est détaillée dans le tableau 2.2 (Sottiez, 1990).

**Tableau 2.2 : Composition d'un lactosérum doux et d'un lactosérum acide (tiré de Sottiez, 1990).**

	Lactosérum doux (Emmental)	Lactosérum acide (Caséine)
<b>Liquide %</b>	93,5	94
<b>Extrait sec %</b>	6,50	6,00
<b>pH</b>	6,70	4,60
<b>Composition en g/l</b>		
<b>Lactose</b>	76,00	74,00
<b>Protéines</b>	13,50	12,00
<b>Cendres</b>	8,00	12,00
<b>Acide lactique</b>	1,80	1,80
<b>Matière grasse</b>	1,00	0,50
<b>Ca %</b>	0,60	1,80
<b>P %</b>	0,60	1,50
<b>NaCl %</b>	2,50	7,50

## 2.4. Traitement du lactosérum

### 2.4.1. Principaux procédés de traitement biologique

L'épuration par voie biologique consiste à utiliser des micro-organismes pour réaliser la métabolisation de la pollution organique soluble et colloïdale. L'épuration biologique s'effectue par un processus aérobie ou anaérobie selon le type de micro-organismes présents dans le milieu et l'absence ou la présence d'oxygène.

#### 2.4.1.1. *Traitement anaérobie*

Le traitement anaérobie est employé lorsque les eaux usées à traiter possèdent de fortes charges organiques : par exemple les effluents de vin, de lait et ses dérivés, de bière ou de plante dite boue activée (Donoso *et al.*, 2009). La dégradation et la stabilisation de matériels organiques sous des conditions anaérobies par des organismes microbiens impliquent un processus basé sur les populations de micro-organismes symbiotiques et interdépendants (Chen *et al.*, 2008). Lesquels sont capables d'utiliser une grande diversité de substrats pour la synthèse de produits finaux (Ghaly *et al.*, 2000). Cette dégradation anaérobie de la matière organique peut être réalisée sous de hautes températures, y compris des conditions *thermophiles*, *mésophiles* et *psychrophiles* (Tartakovsky *et al.*, 2007).

Ce processus possède plusieurs avantages comme une consommation réduite d'énergie et une grande production de méthane. D'autre part, le biogaz [principalement de méthane (CH<sub>4</sub>) et dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>)] résultant de la fermentation, est une énergie régénérative qui est écologiquement souhaitable et bénéficie de subventions économiques. Toutefois, le principal inconvénient de la digestion anaérobie est sa lenteur (Montero *et al.*, 2008). Frigon *et al.* (2009), ont proposé de traiter des effluent de fromageries avec le lactosérum de manière anaérobie dans un réacteur séquentiel discontinu, suivi d'une étape aérobie dans la même unité à l'échelle pilote.

#### 2.4.1.2. *Traitement aérobie*

Plusieurs systèmes de traitement biologique sont aérobies, par contre, le choix d'un procédé est établi par les besoins spécifiques de l'effluent à traiter, la capacité d'investissement sur la technologie et les coûts de maintenance. Castillo de Campins (2005) présente les systèmes de traitement biologique aérobies et les divise en trois groupes : i) les procédés intensifs, lesquels sont caractérisés par des installations compactes pouvant être localisées à l'intérieur de bâtiments, ii) les procédés extensifs, de grand dimensionnement et situés en milieu extérieur et iii) les procédés spécifiques au traitement de petites pollutions.

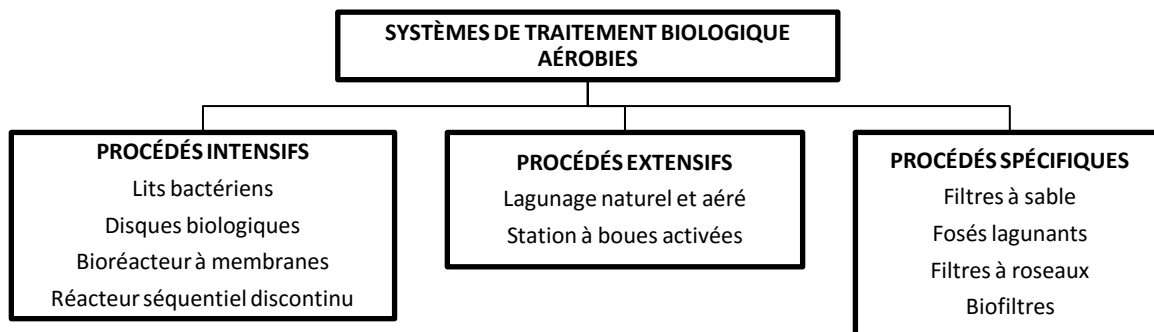


Figure 2.3 : Différents procédés aérobie pour le traitement des effluents (adapté de Castillo de Campis, 2005).

Les biofiltres sont généralement utilisés dans des processus aérobie pour l'élimination de la pollution carbonée et la nitrification des eaux usées. En fonctionnement aérobie, un dispositif de transfert est nécessaire pour apporter l'oxygène aux réactions biologiques. Cette quantité d'oxygène apportée est utilisée par les micro-organismes pour le métabolisme et l'oxydation des polluants (Yang *et al.*, 1995). Cabrera *et al.* (2011), recommandent de fournir une concentration d'au moins 100 mg L<sup>-1</sup> d'oxygène pour réussir à oxyder les composés polluants.

Saminathan *et al.* (2013), ont étudié la performance d'un biofiltre sur support organique aéré pour traiter des eaux usées de l'industrie du fromage. Pendant leurs expériences, les résultats obtenus ont des rendements de l'ordre de 99 % pour l'enlèvement de la DCO et de la DBO. Une réduction des matières en suspension (MES) de 96 % a également été enregistrée. Selon l'étude faite par Shahriari *et al.* (2015), des rendements d'enlèvement de 85 % de DCO avec un support inorganique pour traiter des effluents de l'industrie laitière ont été obtenus. Il existe ainsi un lien entre les rendements et le milieu filtrant dans le procédé de biofiltration. Ces résultats présentent le potentiel de la technique de biofiltration sur milieux organiques ou inorganiques avec une biomasse fixée au milieu filtrant.

## 2.5. Biofiltration

Dans le domaine des eaux usées, la biofiltration est une technologie utilisée pour le traitement de polluants (dissouts et/ou en suspension) dans la phase liquide à travers une colonne de matériel filtrant fixe, sur laquelle croissent les micro-organismes qui s'alimentent de ces polluants.

### 2.5.1. Les potentiels de la biofiltration

La biofiltration est un procédé qui combine les procédés du lit bactérien et celui de la filtration. Ses potentiels sont énumérés ci-dessous par Ouattara (1993).

- *L'élimination des matières en suspension (MES) par filtration : La teneur en MES dans les eaux épurées n'excède pas quelques mg L<sup>-1</sup>.*
- *La réduction de la DCO : La DCO résiduelle des percolants est de l'ordre de 50 mg L<sup>-1</sup>. Une réduction de la DCO voisine de 90 %.*
- *La nitrification de l'azote : L'azote ammoniacal et organique est presque complètement oxydé. La concentration en azote résiduel est inférieure à 10 mg L<sup>-1</sup>.*
- *La décontamination : Les performances de l'épuration par infiltration sont très grandes dans ce domaine.*
- *L'élimination d'une proportion significative du phosphore contenu dans les eaux usées en utilisant des granulats calcaires ou de matériaux comportant des hydroxydes de fer ou d'aluminium.*

### 2.5.2. Biofiltre

Un biofiltre est défini par la littérature comme une unité utilisée pour le traitement des eaux polluées, ou de polluants gazeux en solution dans l'eau (Chaudhary *et al.*, 2003). Ce système est le plus souvent utilisé pour les eaux très chargées provenant d'industries agroalimentaires, d'apport viticole ou autres. Cette technologie permet de minimiser le renouvellement de l'eau tout en améliorant sa qualité.

Les biofiltres ont été utilisés pour traiter des eaux usées provenant d'un large éventail de sources et dont les compositions et concentrations organiques varient grandement. Ils ont été développés et commercialisés pour le traitement de déchets animaux, des lixiviats de sites d'enfouissement, d'eaux de laiteries, d'eaux usées domestiques (Buelna *et al.*, 2008 ; Heavey, 2003 ; Healy *et al.*, 2007 ; Jowett & McMaster, 1995).

Les biofiltres sont caractérisés par trois phases comme présenté dans la figure 2.4. Une phase solide constituée d'un matériau granulaire qui assure, non seulement, la rétention des matières en suspension par filtration, mais aussi la fixation d'une biomasse épuratoire. Ces matériaux granulaires peuvent être organiques (tourbe, copeaux de bois, morceaux de coque de noix de coco, compost, etc.) ou inorganiques (sable, gravier, géotextile, divers plastiques, billes de verre, etc.). Une autre phase liquide, est renouvelée par l'apport d'eau à épurer. Une dernière phase gazeuse est générée par l'insufflation de bulles d'air dans la masse filtrante (Cabrera *et al.*, 2011 ; Chaudhary *et al.*, 2003 ; Constance *et al.*, 2014 ; Turcotte, 2009).

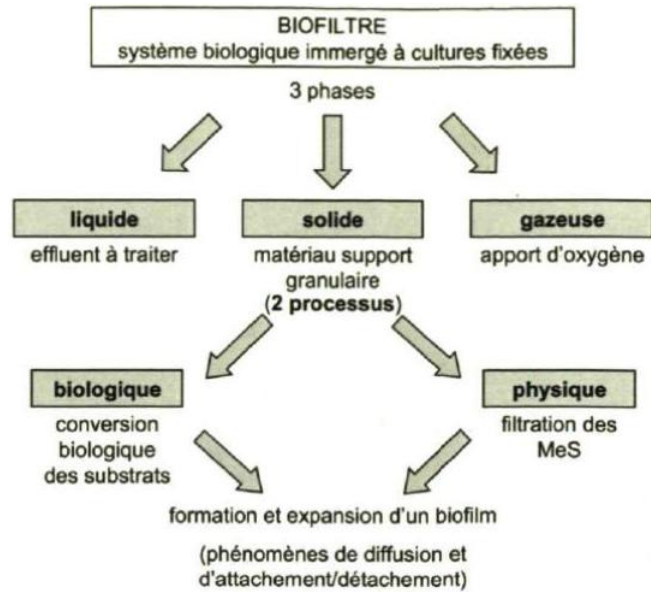


Figure 2.4 : Processus fondamentaux impliqués dans les biofiltres (tiré de Samie, 2009).

Les micro-organismes qui sont utilisés dans ces filtres sont placés dans un biofilm. Ce dépôt microbien est attaché au matériel filtrant aux supports poreux inertes (Lewandowski & Boltz, 2011).

L'opération de ces filtres est simple, en outre les biofiltres ont une grande durabilité et un faible coût de maintenance (Saminathan *et al.*, 2013). L'air est pompé par la partie inférieure du système, puis circule à travers le matériel filtrant pour ventiler. Les déchets sont pompés par la partie supérieure du filtre, où ils entrent et s'écoulent. Une fois qu'ils entrent dans le système, ils commencent à percoler à travers des supports poreux inertes ou organiques. Les polluants présents dans les déchets sont éliminés biologiquement (dégradation), physiquement (adsorption) et chimiquement (échange d'ions) (Cabrera *et al.*, 2011 ; Saminathan *et al.*, 2013 ;Vigne, 2007). L'eau traitée sort du filtre par la partie inférieure du système où elle peut être recueillie dans un conteneur. Cette eau est ensuite transférée à une autre unité de traitement ou rejetée dans une source d'eau naturelle. La figure 2.5 ci-dessous présente un schéma du fonctionnement du biofiltre à courant descendant.

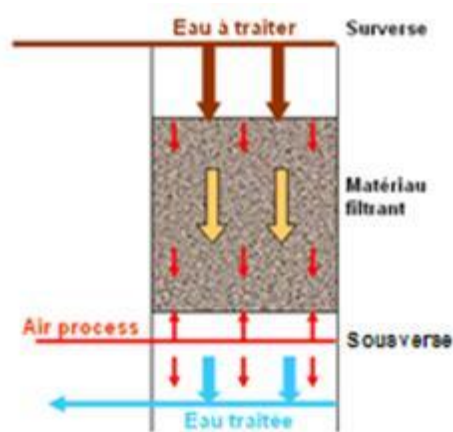


Figure 2.5 : Principe d'un biofiltre à courant descendant (tiré de Vigne, 2007).

Plusieurs auteurs ont compilé une liste d'avantages et d'inconvénients sur le procédé de biofiltration et l'utilisation des biofiltres (Saminathan *et al.*, 2013 ; Cabrera *et al.*, 2011 ; Chaudhary *et al.*, 2003 ; Turcotte, 2009 ; Courtemanche, 1996 ; Cohen, 2001 ; Pineau & Lessard, 1994). Raby (2013) décrit certains avantages comme le coût d'opération. En effet la biofiltration permet de traiter une charge organique plus importante car la concentration de biomasse est élevée et ne nécessite pas de clarificateur, puisque celle-ci est fixée. La biomasse développée est plus diversifiée par rapport au système de boues activées. Aussi, le système de biofiltration permet un démarrage rapide et une tolérance aux variations de températures et de charges. Par contre, il existe des inconvénients, comme le temps de rétention de la biomasse qui est difficilement contrôlable. De plus, des chemins préférentiels peuvent se former lors de l'écoulement des eaux à traiter. Il y en a un risque élevé de colmatage et le contrôle de la quantité de biomasse à l'intérieur du biofiltre est difficile.

### 2.5.3. Caractéristiques d'un biofiltre

Selon Smith (2014), il y a quatorze caractéristiques qui doivent être remplies pour qu'un biofiltre fonctionne de manière optimale :

- Faible empreinte écologique - faibles exigences spatiales;
- Matériaux inertes de construction - matériaux non réactifs;
- Un faible coût d'investissement;
- Bonne force mécanique - Résistance à l'usure;
- Faible consommation d'énergie;
- Facilité de maintenance;
- Portabilité - facilement mobile;
- Fiabilité - Pas de pièces défectueuses;
- Capacité de suivi - facilité d'examen de problèmes;
- Contrôlabilité - facilité de modifier les paramètres d'opération;
- Opération sous une large gamme de paramètre;
- Sécurité;
- Utilité - devrait respecter tous les buts et des objectifs;

- De taille variable et ajustable.

Si ces critères sont satisfaits, on obtient un biofiltre au fonctionnement optimal. Si l'installation ne répond pas à ces exigences pendant la construction, le biofiltre n'offrira pas les qualités attendues.

#### 2.5.4. Matériaux filtrants d'un biofiltre

Le biofiltre est rempli d'un matériau de remplissage avant son utilisation. Ce matériau met en œuvre des surfaces solides colonisées par la biomasse sous la forme d'un film biologique nommé le biofilm (Grandjean, 2014). Le matériau de garnissage peut être classifié comme organique (tourbe, compost, etc.) (Buelna *et al.*, 2008), ou inorganique (perlite expansée, charbon actif, etc.) (Duan *et al.*, 2006). Un sous-groupe des garnissages inorganiques sont les synthétiques (anneaux de raschig, de pall, tellerettes, etc.) (Yang *et al.*, 2001). Quelques auteurs suggèrent une prise en compte de séries de facteurs au moment de la sélection des types de matériaux filtrants (Anit & Artuz, 2014 ; Cabrera *et al.*, 2011 ; Chaudhary *et al.*, 2003 ; Gironas *et al.*, 2008 ; Mehrdadi *et al.*, 2012 ; Turcotte, 2009 ; Raby, 2013) tels :

- Une bonne source de nutrition pour la biomasse;
- Une haute capacité de rétention de l'humidité;
- Une grande surface spécifique;
- La capacité de loger des micro-organismes (de fixation et de croissance);
- Bonne perméabilité;
- Résistance mécanique, stabilité et inertie chimique;
- Résistance à la dégradation microbienne;
- Type de fluide à traiter;
- Une bonne capacité tampon afin d'éviter les grandes fluctuations de pH;
- Une compressibilité;
- Le coût d'acquisition.

##### 2.5.4.1. Matériaux organiques

Plusieurs études font état d'une préférence pour des supports organiques. Ces composés ont une meilleure absorptivité par rapport à un support inorganique. Cela s'explique par le nombre de groupes fonctionnels (*carboxyle, hydroxyle, amine, etc.*) situés sur la surface du matériel organique (Kibazohi *et al.*, 2004 ; Garzón-Zúñiga *et al.*, 2005 ; Jun & Wenfeng, 2009 ; Saminathan *et al.*, 2013 ; Turcotte, 2009).

Saminathan *et al.* (2013) rapportent que des supports, tels que la tourbe et la perlite, peuvent fournir une surface spécifique de contact élevée, tout en possédant une faible densité de masse. Comme les matériaux organiques n'ont pas besoin d'un traitement ultérieur, ils sont facilement disponibles à un coût raisonnable. En outre, ce type de garnissage possède aussi une certaine quantité de nutriments présents naturellement qui



aide la croissance de la biomasse (Cabrera *et al.*, 2011 ; Turcotte, 2009). Ce matériel organique se dégrade naturellement et nécessite un changement plus fréquent qu'un matériel inorganique ou synthétique (Duan *et al.*, 2006 ; Turcotte, 2009). Ces composés organiques doivent être remplacés après 3-5 ans en raison de la difficulté de régénération et de leur efficacité diminuant avec le temps (Duan *et al.*, 2006).

Raby (2013) expose les principaux avantages de ce type de matériau comme une meilleure capacité d'adsorption car ils possèdent sur leur surface une grande diversité de groupes réactionnels. De plus, ce garnissage contient déjà une certaine quantité de nutriments, ce qui facilite la fixation et la croissance des micro-organismes. Par contre, ils amènent une compression du lit filtrant en augmentant ainsi la perte de charge et en diminuant l'efficacité de la biofiltration. Aussi, le medium organique doit être remplacé après 3-5 ans en raison de sa biodégradabilité et d'une régénération difficile.

#### 2.5.4.1.1. Tourbe

La tourbe est une substance organique naturelle. Elle est composée de fibres végétales fossilisées et sa formation résulte d'une décomposition anaérobie partielle de plantes en milieux acides. Les principaux constituants de la tourbe sont la lignine et la cellulose. Cependant, d'autres composés comme des substances *humiques*, des *cires*, des *résines*, des *stéroïdes* et des *terpènes* y sont également présents (Dubé, 1996).

La tourbe possède une surface spécifique élevée. Une tourbe partiellement décomposée est de 200 m<sup>2</sup>/g (Couillard, 1994). Cette forte valeur fait en sorte que les bactéries possèdent beaucoup d'espace pour s'implanter et effectuer des échanges ; la tourbe constitue donc un excellent support microbien.

Une tourbe décomposée partiellement pourrait avoir une porosité, indiquant le volume occupé par les vides (pores, interstices) de 95 %, par rapport à la tourbe de type sphaigne, laquelle se situe à environ 90 % (Mustin, 1987). Environ 10-20 % de la porosité correspond aux espaces à l'intérieur des cellules hyalines qui jouent un rôle structurel en stockant de l'eau et quelques minéraux dans les vides du contenu cellulaire (Wright & Van Breemen, 1995). Cette propriété lui permet d'absorber des quantités d'eau allant jusqu'à 20 fois son poids sec (Bélanger *et al.*, 1998). De plus, cette grande porosité permet à la tourbe d'avoir des conditions hydrauliques pouvant atteindre 140 cm/h pour une tourbe peu décomposée, mais se situant seulement à 0,025 cm/h lorsque très décomposée (Couillard, 1994).

Quant au pH, il influence la structure et les propriétés de la tourbe. Le pH de la tourbe en milieu naturel peut varier entre 3,0 et 7,0 et est fonction du degré de décomposition (Fuchsman, 1980). La tourbe possède un fort pouvoir tampon lui permettant de garder un pH stable lors du passage d'un effluent à pH variable. Cependant,

sa structure se dégrade à un pH supérieur à 9,0 et inférieur à 3,0. En ce qui concerne ses propriétés physico-chimiques, la tourbe possède des groupes chargés négativement (acides *humiques* et *fulviques*) qui se traduisent par une forte adsorption pour les cations et inversement pour les anions (Couillard, 1994).

#### 2.5.4.2. Matériaux inorganiques

Les matériaux inorganiques sont la deuxième catégorie utilisée comme remplissage des filtres. Cette catégorie inclut des matériaux tels que les roches, le charbon actif, la perlite, etc.

Les matériaux inorganiques présentent des propriétés telles que celles trouvées dans les matériaux organiques, par exemple, une grande surface spécifique et une capacité d'absorption élevée. Cependant, des propriétés comme la résistance à l'écrasement (compression) qui empêche le compactage et également la capacité de réduire la chute de pression dans le filtre sont mentionnées par Cabrera *et al.* (2011) et Saminathan *et al.* (2013) sont moindres.

Contrairement aux matériaux organiques, les matériaux de remplissage inorganiques ne disposent pas d'une faune microbienne inhérente ou de contenu nutritionnel. Cabrera *et al.* (2011), rapportent que lors de l'utilisation du charbon actif ou perlite, la modification des éléments nutritifs, l'approvisionnement en éléments nutritifs et l'inoculation microbienne sont nécessaires.

Les principaux avantages des matériaux inorganiques sont sa résistance aux attaques microbiennes. Ils sont très stables thermiquement et possèdent de bonnes propriétés dynamiques pour la circulation du fluide. Par contre, ils ne fournissent pas de nutriments à la biomasse. De plus, si le lit est ioniquement chargé, le substrat, un sous-produit ou un résidu quelconque peut interagir avec le lit entraînant conséquemment une diminution du taux de diffusion et de réaction.

##### 2.5.4.2.1. Perlite

La perlite est un sable siliceux d'origine volcanique contenant de l'eau qui est expansé industriellement par un traitement à la chaleur. Lorsqu'elle est chauffée entre 760 et 1100 °C elle est expansée et sa surface spécifique augmente de 4 à 20 fois plus que la surface de la perlite brute. Grâce à ce processus, la perlite améliore sa perméabilité, pour cela elle est très utilisée. Elle possède une très grande capacité de rétention d'eau (4 à 5 fois son poids) et un pH neutre de 7 à 7,2 (Gironas *et al.*, 2008). La perlite « pure » contient 0,85 % de carbone.

La perlite a été utilisée dans le procédé de biofiltration pour les traitements des eaux usées de l'industrie laitière par Saminathan *et al.* (2013) et des eaux pluviales par Gironas *et al.* (2008). Ces études s'accordent et

décrivent la perlite comme un milieu filtrant possédant une surface spécifique élevée, une faible densité et une résistance structurelle élevée. En raison de sa résistance structurelle, elle est utilisée dans de nombreux filtres afin d'augmenter le volume du milieu filtrant et d'empêcher le compactage (Cabrera *et al.*, 2011). Dans ce cas, si la perlite est répartie de façon homogène dans la garniture du filtre, elle aide à maintenir la structure.

Un autre avantage de l'utilisation de perlite dans le domaine des eaux usées, est l'élimination des MES par l'exclusion de taille (filtration mécanique), à cause de la dimension des pores. Gironas *et al.* (2008) ont rapporté des rendements d'abattement de jusqu'à 95 % lors du traitement des eaux pluviales et Saminathan *et al.* (2013) ont noté jusqu'à 96 % pendant leurs expériences.

### 2.5.5. Biofiltration sur support organique

Les biofiltres remplis de tourbe, représentent un type particulier de biofiltre à percolation, dans lesquels sont maintenues des infiltrations très lentes. Une phase liquide avec de l'air passent à travers un milieu organique solide très adsorbant (la tourbe joue le rôle d'un support pour les microbes). Il y a alors un processus d'adsorption et de dégradation biologique aérobie des polluants présents dans la phase liquide. Dans ces systèmes, à faible débit d'alimentation et à temps de rétention hydraulique (HRT) élevés, il s'établit un équilibre entre le taux d'accumulation de polluants et la croissance des micro-organismes dans le biofiltre. Cependant, l'adsorption des solutés sur la surface de la tourbe peut aider ou inhiber la dégradation postérieure par des micro-organismes (LeBihan & Lessard, 2000 ; McNevin & Barford, 1998)

L'efficacité de traitement dépend de la nature de la tourbe, de la hauteur de la couche, de la charge hydraulique, de la charge organique de l'affluent (Couillard, 1994 ; Rana & Viraraghavan, 1987 ; Viraraghavan & Ayyaswami, 1987). En général, un biofiltre à tourbe se colmate après quelques années de fonctionnement

Les principaux désavantages de l'utilisation de la tourbe sont liés à la coloration de l'effluent à cause de la présence d'acides humiques et fulviques dans la tourbe et le rejet de DCO par la décomposition de sa structure au pH supérieur à 9,0 et inférieur à 3,0 (Couillard, 1994).

## 2.6. Mécanismes de l'épuration par biofiltration

Dans les procédés de biofiltration deux processus interviennent dans le mécanisme d'épuration : la filtration et l'épuration biologique du polluant. Ces processus sont liés aux différents transferts de masses, Ouattara (1993) décrit les différents types de transferts présents pendant la filtration :

- *Les transferts liquides*
- *Les transferts de soluté*

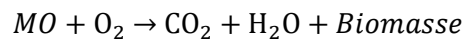
- Le transfert de la pollution organique
- Le transfert de l'azote ammoniacal
- Les transferts des particules
- Les transferts gazeux
- L'échange effluent – biofilm

## 2.6.1. Processus d'épuration

### 2.6.1.1. L'épuration de la matière organique

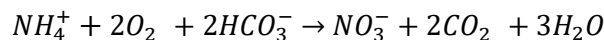
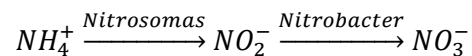
L'élimination des matières en suspension se fait par la filtration physique sur lit filtrant. Le milieu poreux fait un blocage des MES par fixation. De plus, l'interception, la sédimentation et l'adsorption des particules sont aussi présentes. Une fois sédimentées, ces particules sont dégradées et consommées par des bactéries.

Le processus continu d'épuration avec la minéralisation de la matière organique (MO) se fait de manière aérobie. La présence d'oxygène permet des métabolismes plus complets et plus rapides. Les métabolismes contribuent à la formation de CO<sub>2</sub>, H<sub>2</sub>O et fournissent à la faune bactérienne l'énergie nécessaire à la synthèse et respiration cellulaire. À continuation, la réaction sommaire de l'épuration de la matière organique (Metcalf et Eddy, 2003) :



### 2.6.1.2. Nitrification

La nitrification est un processus strictement aérobie où les bactéries *autotrophes* oxydent l'ammonium (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) en nitrate (NO<sub>3</sub><sup>-</sup>) avec comme produit intermédiaire le nitrite (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>). La première étape du processus est dominée par des bactéries *Nitrosomonas* alors que les *Nitrobacter* sont associées à la deuxième étape (Henze *et al.*, 2008). La réaction sommaire et globale de nitrification se présente sous la forme (Aubry, 2008 ; Metcalf et Eddy, 2003) :



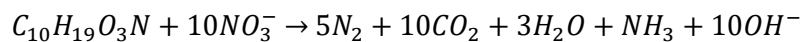
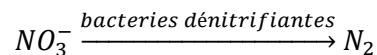
Selon Metcalf et Eddy (2003), la quantité nécessaire d'oxygène dissout (OD) pour effectuer l'oxydation de 1 mg de NH<sub>4</sub><sup>+</sup> est de 4,6 mg d'O<sub>2</sub>. De plus, la concentration d'oxygène dissout (S<sub>OD</sub>) devrait être de 2,0 mg/L pour une opération conventionnelle (Henze *et al.*, 2008).

Le taux de nitrification et la croissance des bactéries sont fonction de la température, comme c'est le cas pour tous les procédés biologiques. Payraudeau *et al.* (2000), mentionnent qu'à une température supérieure à 15 °C, les bactéries nitrifiantes oxydant le  $\text{NH}_4^+$  croissent plus rapidement que celles oxydant les  $\text{NO}_2^-$ .

Le pH optimal pour la croissance de *Nitrosomas* et *Nitrobacter* est compris entre 7,2 et 8,2 (Paredes *et al.*, 2007 ; Ouyang *et al.*, 2000). Les valeurs hors du champ 7,0 et 8,6 peuvent affecter l'efficacité de la nitrification et cela s'arrête sous le pH de 6,0 (Wett *et al.*, 1998).

### 2.6.1.3. Dénitrification

La nitrification est souvent suivie d'un processus de dénitrification. Ce processus de respiration anaérobie peut se dérouler dans un biofiltre aéré et il peut être simultané avec la nitrification (NDS) (Fdz-Polanco *et al.*, 2000) quand le niveau d'oxygène ( $\text{O}_2$ ) est faible dans certaines zones du biofiltre et que le nitrate devient la source primaire d'oxygène pour les micro-organismes (Henze *et al.*, 2008). Ainsi, la réaction de dénitrification se définit comme suit (Metcalf et Eddy, 2003) :



Les bactéries dénitrifiantes ne sont pas sensibles aux changements de température par rapport aux bactéries nitrifiantes. Ce processus peut se dérouler dans une plage de 5 à 30 °C (Henze *et al.*, 2008).

La dénitrification se caractérise également par la production d'alcalinité (alk), dû à la formation d'ions  $\text{OH}^-$  qui ont tendance à augmenter le pH (Metcalf et Eddy, 2003). La production d'alcalinité est de 3,6 g d'alcalinité exprimée en  $\text{CaCO}_3$  par gramme de  $\text{NO}_3^-$  réduit en  $\text{N}_2$  gazeux. Le pH optimal pour la dénitrification varie entre 6,0 et 7,5 et en dessous d'un pH de 5,5 le processus peut être inhibé (Metcalf et Eddy, 2003).

### 2.6.1.4. Décontamination de l'effluent à traiter

Les polluants toxiques présents dans les eaux usées sont dégradés et convertis en substances non toxiques (Gabriel & Deshusses, 2003). Les micro-organismes qui dégradent les contaminants dans le biofiltre ne sont pas uniquement des bactéries, Cabrera *et al.* (2011), expriment qu'il y a beaucoup de groupes qui fonctionnent dans ces filtres tels que les protozoaires, les champignons, les bactéries et les levures.

## 2.7. Facteurs affectant la biofiltration

### 2.7.1. Micro-organismes

Les systèmes à milieux fixés permettent une prolifération et l'hétérogénéité de plusieurs micro-organismes dans le milieu. Cependant, dans les procédés de biofiltration, le développement du type de population microbienne dépend grandement du type d'affluent à traiter. La flore bactérienne se nourrit (synthèse cellulaire) et utilise l'énergie reliée à la dégradation (respiration cellulaire). Cette énergie est employée pour satisfaire leurs besoins métaboliques. La plupart des micro-organismes utilisés lors de la biofiltration doivent s'acclimater pour être capables de survivre et de se développer sous de nouvelles conditions d'opération (Buelna *et al.*, 2008 ; Cohen, 2001 ; Frigon *et al.*, 2009 ; Turcotte, 2009).

### 2.7.2. Matériau filtrant

#### 2.7.2.1. Propriétés physico-chimiques

Un des principaux risques dans les systèmes de biofiltration est la possibilité de compactage du lit filtrant. Li *et al.* (2001), expliquent que ce problème est causé par la force de compression exercée par les couches supérieures du garnissage sur les couches inférieures du lit. Un autre inconvénient est l'effet d'abrasion liée à l'écoulement de l'effluent à traiter et au lavage du garnissage. Ces problèmes peuvent être moins significatifs si le matériau de remplissage du biofiltre présente une certaine dureté (Li *et al.*, 2001). De plus, la surface spécifique du garnissage détermine le transfert de composés entre le liquide et le biofilm. Un milieu filtrant qui possède une valeur de quelques centaines de surface spécifique peut bénéficier de la diffusion des polluants et de l'oxygène vers le biofilm. Les valeurs de surface spécifique varient entre 300 et 100 m<sup>2</sup> m<sup>-3</sup> (Dumont *et al.*, 2005).

Une autre propriété est la masse volumique ou densité volumique de masse, correspondant à une grandeur physique qui caractérise la masse d'un matériau par unité de volume. Un matériau avec une faible masse volumique présente des avantages de manipulation pendant le remplissage du filtre ou son entretien. De plus, il exerce peu de pression sur le garnissage et il est susceptible de se comporter comme un lit fluidisé pendant le lavage. Cette action permet d'obtenir une friction entre les particules de garnissage en provoquant l'enlèvement d'une certaine quantité de biomasse par l'abrasion du milieu filtrant. La masse volumique des différents matériaux filtrants est compris en général entre 0.09 et 0.33 g cm<sup>-3</sup> (Kennes & Thalasso, 1998).

La porosité joue un rôle important dans les systèmes de biofiltration. Li *et al.* (2001), expliquent qu'une grande porosité interne du garnissage, de 85 % à 95 %, permet de diminuer la perte de charge et les problèmes de

colmatage liés à la croissance de la biomasse. De plus, un matériau avec une porosité élevée permet la circulation uniforme et sans restriction de l'air soufflé.

Quant aux propriétés chimiques, le matériau du garnissage doit être inerte. Il ne doit pas libérer des composés qui peuvent inhiber ou être toxiques pour les micro-organismes. De plus, le matériau ne devra pas présenter un nouveau problème de pollution dans le système de biofiltration (Avalos Ramirez, 2008). Dans le cas où le garnissage libère des composés, ceux-ci doivent être bénéfiques au système, par exemple, certains matériaux se comportent comme des tampons solides, c'est-à-dire, ils peuvent être mis dans le système pour contrecarrer les changements de pH. Ce pouvoir tampon lui permet de garder un pH stable lors du passage d'un effluent à pH variable (Raby, 2013).

#### 2.7.2.2. L'épaisseur

L'épaisseur du massif filtrant ne joue pas un rôle important dans l'élimination des matières organiques. Cependant, la profondeur nécessaire à l'épuration est comprise entre 0,6 m et 1,2 m en utilisant le sable non saturé comme milieu filtrant (Ouattara, 1993).

Brissaud (1993) explique que dans la pratique, c'est le taux de décontamination (exemple, eaux usées contenant d'*E. coli*) qui fixe l'épaisseur des massifs filtrants. Cependant, si la décontamination ne figure pas au nombre des objectifs assignés à l'infiltration, une épaisseur de massif filtrant de 1,0 mètres est suffisante (Brissaud *et al.*, 1993).

Grady *et al.* (1999), représentent les réactions biologiques à différentes profondeurs dans un filtre percolateur pour la biodégradation du carbone et la nitrification. La figure 2.6 présente la concentration de la matière organique et de l'azote dans le biofiltre divisé en trois zones. Elle explique les réactions biologiques du haut vers le bas du filtre. La première zone est en contact direct avec l'affluent, dans lequel la concentration de matière biodégradable et de l'azote sont élevés. Dans cette zone les bactéries *hétérotrophes* croissent plus vite que les bactéries nitrifiantes, donc, l'enlèvement de la matière organique biodégradable soluble se produit. Dans la deuxième zone, la croissance des bactéries hétérotrophes est limitée par la faible concentration de matière organique biodégradable soluble. Les bactéries nitrifiantes se développent, entraînant la nitrification. Dans la troisième zone, la croissance nette des bactéries est basse dû à la limitation des substrats, conduisant à un biofilm mince. La prédation peut dépasser la croissance, entraînant une croissance "inégalement" sur le milieu filtrant.

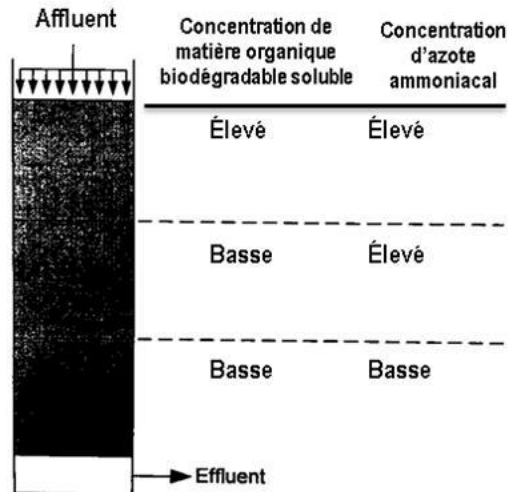


Figure 2.6 : Représentation des réactions biologiques à différents profondeurs dans un filtre percolateur pour la biodégradation du carbone et la nitrification (tiré de Grady *et al.*, 1999).

### 2.7.3. Nutriments

Les éléments les plus importants après le carbone, sont l'azote et le phosphore. Il est nécessaire de fournir un milieu avec des nutriments pour le développement des micro-organismes. Une option est d'employer un support organique comme lit filtrant (Cabrera *et al.*, 2011 ; Turcotte, 2009). Une autre alternative réside dans les polluants eux-mêmes, qui constituent une source de carbone et d'énergie (Soupramanien, 2013).

### 2.7.4. Fonctionnement

#### 2.7.4.1. Débit d'alimentation de la solution polluante

Le débit choisi pour alimenter le biofiltre jouera un rôle primordial sur la performance du système. Cependant, il faut tenir compte que le débit dépend aussi des dimensions du biofiltre (diamètre et hauteur du lit), de l'activité biologique de la biomasse, etc. (Avalos Ramirez, 2008).

Un système de biofiltration opéré à faible débit d'alimentation permet des temps de rétention hydraulique (HRT) élevés, ce qui favorise la croissance des micro-organismes dans le biofiltre (Garzón-Zúñiga M. A., 2001). Garzón-Zuñiga *et al.* (2003) ont obtenu des HRT de 5 et 6 jours sur un support organique (tourbe) avec des débits d'opération de 1,9 L d<sup>-1</sup> et 1,7 L d<sup>-1</sup> respectivement. Par contre, un débit élevé peut générer des cheminements préférentiels et créer des zones surchargées où les vitesses de filtration sont plus rapides par rapport aux vitesses normales. La présence de tels cheminements affecte la qualité de l'épuration physico-chimique (Brissaud *et al.*, 1989 ; Brissaud, 1993).



#### 2.7.4.2. *L'entretien et lavage du biofiltre*

L'alimentation en continu d'un biofiltre sans entretien dérive vers un colmatage du lit filtrant à cause de la croissance démesurée de la biomasse et de l'accumulation de la matière en suspension. Garzón-Zuñiga *et al.* (2002) ont eu des problèmes de colmatage superficiel dans ses expériences sur support organique, même en opérant avec un débit considéré comme faible ( $0,076 \text{ m}^3 \text{ m}^{-2} \text{ d}^{-1}$ ). Dans ce cas, remplacer les premières couches du lit filtrant peut être une solution, mais cette alternative peut être coûteuse en fonction du type de matériau de remplissage.

Le lavage du biofiltre est essentiel pour assurer un fonctionnement correct du système. Ces lavages permettent l'extraction de la biomasse tout en réduisant le risque de formation de chemins préférentiels et du colmatage du lit (Courtemanche, 1996 ; Pineau & Lessard, 1994). Selon Raby (2013), les deux étapes du lavage d'un biofiltre sont d'abord, un « détassement » du matériau par de l'air insufflé de façon brutale; cette opération vise à briser la prédominance des chemins préférentiels et facilite le détachement d'une fraction de la biomasse pendant l'étape suivante. Ensuite, un flux d'air et d'eau permet l'enlèvement d'une partie de la biomasse.

#### 2.7.5. Colmatage

Le colmatage constitue un risque de dysfonctionnement du système de biofiltration, occasionnant la diminution de l'épuration biologique et la mise en anaérobiose du lit filtrant. Cependant, un bon entretien du filtre peut minimiser cette problématique. Selon Brissaud (1993), il faut distinguer les deux types de colmatage qui peuvent avoir lieu dans le procédé de biofiltration : i) le colmatage superficiel lié à l'accumulation de dépôts essentiellement organiques sur le lit filtrant et ii) le colmatage interne provoqué par la croissance mal contrôlée de la biomasse à cause des charges excessives en matière organique ou d'un déficit d'oxygène.

#### 2.7.6. Qualité de l'effluent à traiter

##### 2.7.6.1. *Charge alimentée au biofiltre*

La charge à l'entrée du polluant, ou charge volumique ( $\Lambda$ ), indique la masse nette de polluant qui entre dans le biofiltre par unité de volume du lit et par unité de temps. Elle est obtenue en multipliant le débit d'alimentation de l'affluent par la concentration de polluant à l'entrée et en divisant par le volume du lit filtrant.

La charge volumique est aussi définie comme le rapport de la charge en  $\text{DBO}_5$  ou en DCO sur le volume du lit et est exprimée en  $\text{kg m}^{-3}$  de lit/jour. Cependant, lorsque le substrat est organique,  $\Lambda$  est nommé Charge organique totale (COT,  $\Lambda_s$ ) (Grady *et al.*, 1999).

$$\Lambda_S = \frac{Q_0(S_{SO} + X_{SO})}{V_V} \quad [1]$$

Où :

$\Lambda_S$  = charge organique totale en kg DBO<sub>5</sub> m<sup>-3</sup> d<sup>-1</sup> ou kg DCO m<sup>-3</sup> d<sup>-1</sup> ;

$Q_0$  = Débit de l'affluent en m<sup>3</sup> jour<sup>-1</sup> ;

$V_V$  = Volume du lit filtrant vide en m<sup>3</sup> ;

$S_{SO}$  = concentration en substrat rapidement biodégradable à l'entrée du système en kg m<sup>-3</sup> ;

$X_{SO}$  = concentration en substrat lentement biodégradable (particules) à l'entrée du système en kg DCO m<sup>-3</sup>.

Grady *et al.* (1999), parlent de la relation entre la capacité d'élimination et la charge en polluants. L'établissement d'un diagramme de capacité d'élimination en fonction de la charge permet de déterminer les conditions auxquelles le biofiltre est limité par la cinétique microbienne ou par les phénomènes de diffusion. De nombreux biofiltres en traitement des eaux usées fonctionnent avec des charges volumiques comprises entre 2 et 5 kg DBO<sub>5</sub> m<sup>-3</sup> jour<sup>-1</sup> (Courtemanche, 1996).

### 2.7.7. Charge hydraulique

La charge hydraulique totale ( $\Lambda_H$ ) caractérise le fonctionnement global des réacteurs de biofiltration. Cette charge, exprimée en m/jour se définit quant à elle comme le rapport du débit de l'affluent sur la section transversale vide. Garzón-Zuñiga *et al.* (2003) ont appliqué des faibles charges hydrauliques de 0,1 m<sup>3</sup> m<sup>-2</sup> d<sup>-1</sup> sans présenter de problèmes pendant leurs expériences sur support organique (tourbe). De leur côté Saminathan *et al.* (2013) ont poursuivi leurs expériences sur support mixte (tourbe et perlite) avec une charge hydraulique de 0.17 m<sup>3</sup> m<sup>-2</sup> d<sup>-1</sup>. De fortes charges hydrauliques peuvent déstabiliser le système de biofiltration, dû au fait que  $\Lambda_H$  influe la vitesse de coupe sur le biofilm et de plus, elle modifie le TRH.

$$\Lambda_H = \frac{Q_0}{A_{ST} \times \epsilon} \quad [2]$$

Où :

$\Lambda_H$  = charge hydraulique totale en m<sup>3</sup> m<sup>-2</sup> d<sup>-1</sup> ;

$F$  = Débit de l'affluent en m<sup>3</sup> jour<sup>-1</sup> ;

$A_{ST}$  = Section transversale du filtre en m<sup>2</sup> ;

$\epsilon$  = Taux de vide du lit filtrant.

## 2.8. Paramètres influant la performance d'un biofiltre

Des paramètres opératoires sont à prendre en compte pour assurer un fonctionnement optimal de la performance du système. Ceci permet de s'assurer que le filtre traite l'affluent contaminé de la meilleure façon possible. À partir de leurs expériences pratiques, plusieurs auteurs ont donné leur point de vue sur chacun des paramètres opérationnels tels que la température, la teneur en eau, le pH et la concentration en oxygène (Courtemanche, 1996 ; Soupramanien, 2013 ; Kennes et Thalasso, 1998 ; Metcalf & Eddy (2003)

### 2.8.1. Température

Le contrôle de la température est un facteur important de l'opération d'un biofiltre, car de nombreux effets dépendent de cette variable : le colmatage, l'activité de la croissance des micro-organismes et le développement de zones anaérobies. La température doit être entre 8 et 20 °C pour une efficacité de 95 %. À 5 °C elle n'est plus que d'environ 75 % (Courtemanche, 1996).

Soupramanien (2013), avance que l'intensité de l'activité microbienne dans un biofiltre dépend de la température. Dans ses travaux, Kennes et Thalasso (1998), mentionnent que la plupart des populations microbiennes qui se développent au sein du support de biofiltration sont mésophiles (15 et 30 °C).

Metcalf & Eddy (2003) et Courtemanche (1996) ont défini :

- les *psychrophiles* qui se développent entre 10 et 30 °C, avec un optimum entre 12 et 18 °C;
- les *mésophiles* qui se développent entre 20 et 50 °C, avec un optimum entre 25 et 40 °C;
- les *thermophiles* qui se développent entre 35 et 75 °C, avec un optimum au-delà de 55 °C.

La majorité des micro-organismes présents sont *mésophiles* selon Raby (2013). Quand les températures deviennent inférieures à 15 °C ou supérieures à 40 °C, le système devient peu performant. Cabrera *et al* (2011), affirment que l'activité biologique de ces microbes double pour chaque augmentation de 10 °C, la température optimale étant de 37 °C. Des chercheurs (Moll *et al*, 1999) ont révélé qu'une température légèrement plus élevée que l'optimale peut être néfaste pour le groupe de micro-organismes. Par exemple 40 °C peut être une température létale.

Quelques auteurs ont rapporté qu'à l'extérieur de la gamme de températures optimales, l'activité microbienne peut être inférieure à l'idéale. Pour contrer la faible activité en raison de basses températures, il est suggéré d'augmenter le temps de contact, ainsi il aidera à assurer les mêmes efficacités que les filtres qui fonctionnent à des températures plus élevées (Moll *et al*, 1999 ; Zhu & Chen, 2002).

Dans les biofiltres, des fluctuations de températures peuvent se produire en raison des réactions métaboliques ou par la dégradation de composés (Cabrera *et al.*, 2011). Les réactions métaboliques qui se produisent dans un biofiltre, comme la dégradation des composés organiques par oxydation (Cohen, 2001), peut dégager de la chaleur (réactions exothermiques) et contribuer aux changements globaux de températures du biofiltre (Delhomenie & Heitz, 2005).

### 2.8.2. Teneur en eau

L'humidité du lit fixe est l'un des paramètres les plus importants en biofiltration. Selon la littérature, plusieurs auteurs (Morales *et al.*, 2003) ont rapporté que 75 % des problèmes sur la performance des biofiltres sont liés à un mauvais contrôle du taux d'humidité. Les niveaux d'humidité ne peuvent pas être élevés ou faibles. Dans ces deux cas, il y a des effets négatifs sur l'efficacité du biofiltre. Il est suggéré de maintenir un taux d'humidité dans le biofiltre entre 40 % et 60 % (Ottengraf, 1986).

Certains auteurs (Cabrera *et al.*, 2011; Duan *et al.*, 2006 ; Wani *et al.*, 1997) expliquent que si le taux d'humidité est élevé dans un biofiltre, il y a une interruption du flux d'oxygène et de transfert de masse dans le biofilm. La quantité d'oxygène qui passera à travers le biofilm sera réduite; cela peut ralentir ou arrêter la croissance et l'activité du biofilm, parce que les micro-organismes ne reçoivent pas assez d'oxygène. Un autre, inconvénient, associé aux taux d'humidité trop élevé, est la réduction de la surface spécifique disponible pour les échanges gaz-biofilm et au compactage du matériau filtrant. Par conséquent, l'augmentation de pertes de charges et la création de zones anaérobies affaiblissent les capacités d'opération du biofiltre (Soupramanien, 2013).

Dans le cas où l'humidité est trop faible, le matériau filtrant se dessèche. Ce qui est à l'origine de chemins préférentiels de circulation de l'effluent gazeux, aboutissant à une perte des performances du biofiltre (Soupramanien, 2013). Tous les traitements seront limités car, l'absorption ne pourra être homogène et également réparti dans le filtrant. En outre, l'assèchement réduit le temps de rétention des polluants dans le matériau filtrant, impactant sur le traitement (Wani *et al.*, 1997).

Le pourcentage exact d'humidité varie en fonction du milieu filtrant utilisé. Oh *et al.* (2009) recommandent que le contenu d'eau dans le filtre doive être conservé entre 50-60 % en utilisant un compost/GAC (granules de charbon activé). Cabrera *et al.* (2011), expliquent que le niveau d'humidité doit être entre 40-50 % si le garnissage du biofiltre est composé de compost. Finalement, Wani *et al.* (1997), suggèrent un taux d'humidité situé entre 40-60 % en utilisant de la tourbe.

### 2.8.3. Potentiel hydrogène (pH)

Raby (2013) indique que le pH est capable de déterminer la réussite d'un traitement. Celui-ci doit être proche de la neutralité (Soupramanien, 2013). Le pH de croissance des bactéries se situe entre 4 et 9, avec un optimum allant de 6.5 à 7.5 pour les *hétérotrophes* et entre 8 et 8.5 pour les *autotrophes* (Raby, 2013). La majorité des biofiltres fonctionnent à un pH d'environ 7, parce que ce pH héberge la plupart des communautés des micro-organismes (Cabrera *et al.*, 2011).

Les changements de pH à l'intérieur d'un biofiltre peuvent être influencés par des facteurs tels que les nutriments, les matériaux de remplissage, la dégradation des polluants et les nettoyants industriels qui sont présents dans l'effluent (Saminathan *et al.*, 2013). Quelques substances produites par des micro-organismes dans les réactions métaboliques comme le dioxyde de carbone, peuvent augmenter le pH ou l'abaisser (Wani *et al.*, 1997 ; Jin *et al.*, 2005).

Plusieurs auteurs affirment que le pH du système peut être contrôlé par l'utilisation de tampons de pH. Les tampons solides peuvent être mis dans le système pour contrecarrer les changements de pH. De plus, en modifiant le pH des nutriments, le pH interne peut être modifié (Buelna *et al.*, 2008 ; Cabrera *et al.*, 2011 ; LeBihan & Lessard, 2000 ; Wani *et al.*, 1997).

### 2.8.4. Contenu d'oxygène

La concentration d'oxygène dans le système de biofiltration est d'une grande importance, car cela est nécessaire pour que les micro-organismes puissent effectuer les réactions métaboliques. Les micro-organismes prédominants utilisés pour la biofiltration sont généralement aérobies et ont besoin d'oxygène pour métaboliser des composés organiques. Les besoins en oxygène des bactéries aérobies pour survivre sont situés entre 5-15 % du gaz d'entrée (Cabrera *et al.*, 2011).

Ainsi, de hauts niveaux d'oxygène avantagent la croissance des micro-organismes. Cependant, cette augmentation de la biomasse peut conduire à un colmatage du système de filtration (LeBihan & Lessard, 2000). De plus, des biofiltres surchargés subissent une privation d'oxygène qui cause la formation de sous-produits acides ou de composés partiellement oxydés provoquant des changements de pH (Cabrera *et al.*, 2011).

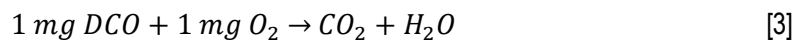
Dans les systèmes de biofiltration des eaux usées, pour un fonctionnement en mode aérobie du biofiltre, la concentration en oxygène dissout ( $S_{OD}$ ) doit, au minimum, être de 2 mg L<sup>-1</sup> dans le biofilm (Courtemanche,

1996). Si le niveau de la concentration en oxygène dans l'eau usée est trop faible, un système d'aération est nécessaire.

En résumé, l'approvisionnement d'oxygène est un facteur clé dans la biofiltration. De plus, l'oxydation de la matière organique et de l'azote se déroulent en présence d'oxygène.

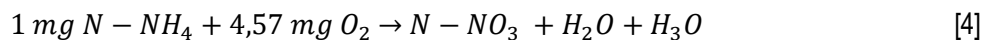
Brissaud *et al.* (1989), indiquent que l'oxydation de la matière organique se déroule en deux parties :

Une partie sert aux besoins énergétiques des bactéries constituant le biofilm. Elle est oxydée selon la réaction suivante :



La partie restante sert à la croissance du biofilm.

Par rapport à l'azote, il est oxydé par voie biologique selon la réaction globale suivante :



## 2.9. Paramètres indiquant la performance d'un biofiltre

La biofiltration en eaux usées a pour but de traiter des polluants dissous et/ou en suspension dans la phase liquide. Le paramètre qui indique le niveau auquel est atteint ce but est le pourcentage de polluant enlevé. Ce paramètre est nommé taux d'abattement.

### 2.9.1. Taux d'abattement

Le taux d'abattement du polluant indique l'efficacité d'un système à dégrader un composé. Elle est évaluée comme suit :

$$X = \frac{c_i - c_f}{c_i} \quad [5]$$

X = taux d'abattement en % ;  
C<sub>i</sub> = concentration initiale du polluant dans l'eau usée brute ;  
C<sub>f</sub> = concentration finale du polluant dans l'eau usée traitée.

## 2.10. Structure du biofilm et effets sur sa performance du biofiltre

Un biofilm est le résultat de la croissance des micro-organismes ayant atteint l'adaptation aux conditions des procédés de biofiltration. El Khatib (2011) et Farrugia (1999) s'accordent sur le fait que la formation du biofilm comprend trois étapes essentielles: le transport des bactéries, l'adhésion et la croissance de celles-ci à la surface et la multiplication de micro-organismes avec des phénomènes de détachement de biofilm.

Le biofilm est alors formé principalement de polysaccharides (65 %) et de protéines (10-15 %). Cependant, une variation minime des conditions d'opération, soit la température, soit la concentration des nutriments, induit de grandes modifications dans la distribution des espèces chimiques au sein du biofilm (Cohen, 2001).

La figure 2.7 montre l'augmentation de l'épaisseur du biofilm grâce au développement des nouvelles couches microbiennes empilées irrégulièrement entre elles. Dans la base du biofilm, les micro-organismes meurent à cause de l'absence d'oxygène et de nutriments. Ils servent de nutriments pour les micro-organismes externes et participent aussi à l'épaississement du biofilm. Ensuite, les exopolymères (EPS) sont produits par les bactéries, qu'elles soient en suspension ou adhérentes dans le biofilm. Ces EPS sont capables d'intervenir dans la régulation de l'humidité et la rétention des composés solubles dans l'eau à l'intérieur du biofilm (Farrugia, 1999). Entre le biofilm et le liquide à traiter, on peut identifier la couche limite. Cette couche est une zone de transfert de matière, contrôlée par la diffusion de masse (Courtemanche, 1996; Cohen, 2001).

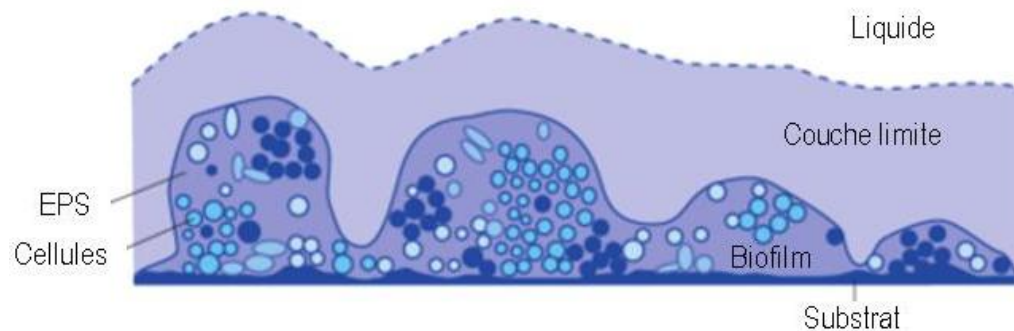


Figure 2.7 : Schéma représentatif des différents composants d'un biofilm : liquide, couche limite, biofilm et substrat (tiré de Henze *et al.*, 2008).

Dû au fait de la migration du substrat qui est environ 3 à 5 fois plus lente que celle de l'O<sub>2</sub>, Edeline (1993) suggère l'existence de trois couches dans le biofilm, représentées dans la figure 2.8 de l'extérieur vers l'intérieur :

- Couche aérobie recevant du substrat, en croissance ;
- Couche aérobie ne recevant pas de substrat, non en croissance mais en respiration endogène ;
- Couche anaérobie, ne recevant ni oxygène, ni substrat, en fermentation gazeuse. Cette troisième couche prend une teinte noire, et devient fragile à cause des bulles de gaz qui s'y forment.

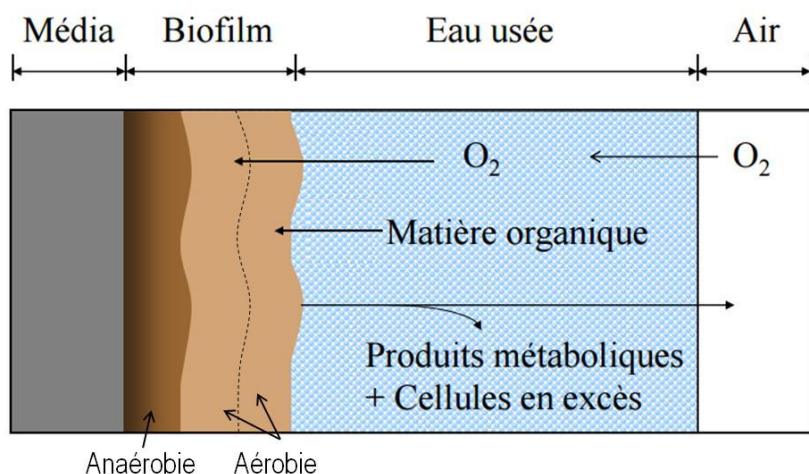


Figure 2.8 : Schéma de principe du biofilm (tiré et adapté de Lessard, 2016).

Edeline (1993) explique que l'épaisseur du biofilm se régularise automatiquement par le phénomène d'autocurage. Lorsque le biofilm se détache par lambeaux, il est entraîné dans le courant liquide, et le support dénudé est à nouveau colonisé. Il y a donc deux mécanismes simultanés qui régulent l'épaisseur du biofilm : l'abrasion continue et le décollement périodique. Cependant, quand l'épaisseur du biofilm augmente rapidement dû à la croissance excessive de la biomasse dans le système, il peut être contrôlé en effectuant des lavages (Courtemanche, 1996).

## 2.11. Diversité microbienne de la biomasse

Tel que mentionné dans la section 2.6.1., les systèmes à milieu fixé permettent une prolifération et l'hétérogénéité de plusieurs micro-organismes dans le milieu. Dans les procédés de biofiltration, le développement du type de population microbienne dépend grandement du type d'affluent à traiter.

Saminathan *et al.* (2013) ont utilisé la technique d'électrophorèse sur gel en gradient dénaturant ou *DGGE* (*denaturing gradient gel electrophoresis*) pour analyser la diversité des populations microbiennes dans leur milieu filtrant. Les résultats obtenus indiquent que pendant les premières semaines du procédé de biofiltration, le groupe de bactéries *organotrophes* pourrait être dominant. Les bactéries *autotrophes* apparaissent en deuxième place. La diversité de la population bactérienne résultant de cette analyse est présentée dans le tableau 2.3 ci-dessus.



**Tableau 2.3 : Diversité microbienne de la biomasse (tiré de Saminathan *et al.*, 2013).**

<b>Most closely related organism with accession number</b>	<b>Taxonomic group</b>
Bacteroidetes bacterium (FJ377412)	Phylum: Bacteroidetes
Chitinophaga sp. (FN908779)	Family: Chitinophagaceae
Pedobacter sp. (FJ377315)	Phylum: Bacteroidetes
Leucobacter sp. (AB514037)	Bacteria
Bacteroidetes bacterium (FJ377379)	Bacteria
Pedobacter sp. (GQ161990)	Phylum: Bacteroidetes
B. andropogonis (FJ595135)	Class: $\beta$ -Proteobacteria
Verrucomicrobia bacterium (EF636029)	Phylum: Verrucomicrobia
Hydrogenophaga sp. (HQ735303)	Genus: Hydrogenophaga
Sphingomonas sp. (AB105809)	Phylum: Proteobacteria
Parvibaculum lavamentivorans (CP000774)	Genus: Parvibaculum
A. tumefaciens (HQ455827)	Phylum: Proteobacteria
$\alpha$ -Proteobacterium (AF465361)	Bacteria
Pedobacter sp. (GQ161990)	Phylum: Bacteroidetes
Clostridium sp. (GU370098)	Class: $\beta$ -Proteobacteria
$\delta$ -Proteobacterium (GQ495224)	Bacteria
Pedobacter terricola (HQ832419)	Bacteria
C. cheraxi (EF413063)	Phylum: Proteobacteria
Chitinophaga pinensis (CP001699)	Family: Chitinophagaceae
R. centenum (CP000613)	Phylum: Proteobacteria
Hydrogenophaga sp. (FM998722)	Family: Comamonadaceae
Flavobacterium succinicans (AM230494)	Phylum: Bacteroidetes
Rhodopseudomonas sp (HQ693554)	Bacteria
R. bacterium (AB563785)	Order: Rhizobiales
Sphingomonas sp. (GU428896)	Order: Rhizobiales
Flavobacteriaceae bacterium (FM162945)	Phylum: Proteobacteria
V. bacterium (HQ341784)	Phylum: Verrucomicrobia
Bacillus sp. (EU676882)	Class: $\alpha$ -Proteobacteria

# Chapitre 3

## 3. Matériels et méthodes

Cette section comprend : la description du biofiltre pilote utilisé, la présentation des matériaux filtrants, les conditions d'opération, l'échantillonnage, les suivis et analyses du procédé de biofiltration.

### 3.1. Biofiltre pilote

Une représentation schématique du biofiltre pilote est montrée sur la figure 3.1. Des photos du biofiltre pilote sont présentées dans le dossier photographique du projet inclus à l'ANNEXE A.3. Ce biofiltre consiste en une colonne cylindrique de polychlorure de vinyle (PVC) transparent, mesurant 1,9 m de hauteur et 0,15 m de diamètre interne avec une épaisseur de 4,0 à 5,0 mm. La mise en place du biofiltre a été facilitée par la division de la colonne en deux sections de taille égale, réunies par une bride munie d'une rondelle de caoutchouc assurant l'étanchéité. Des bouchons de PVC ont été installés sur la colonne. Le bouchon supérieur est muni d'un ruban d'étanchéité en silicone et celui au fond de la colonne est muni d'une colle époxy pour éviter des fuites d'air et/ou de liquide.

Au fond, le biofiltre a été rempli d'une couche de 20 cm de gravillons (de 9,5 à 19,1 mm de diamètre). Le gravillon est utilisé pour empêcher le déplacement des matériaux du biofiltre lors du passage des eaux usées et pour éviter l'obstruction du conduit de sortie de l'effluent traité. Sur les gravillons, la tourbe et la perlite ont été mélangées, dans un rapport de 1 : 9. Cette couche a été remplie jusqu'à une hauteur de 1,3 m, suivie d'une seule couche de perlite d'une hauteur de 0,2 m. La tourbe (type Sphaigne) a été choisie comme milieu filtrant à cause de ses propriétés présentées dans la *section 2.5.4.1.1*. Cependant, le mélange de perlite et tourbe a été fait comme aide au support, pour empêcher le compactage du milieu organique. La couche supérieure de perlite a été conçue afin de prétraiter les eaux usées, notamment pour éliminer les particules en suspension. Cela permet de prévenir un colmatage rapide du milieu filtrant (mélange de tourbe et de perlite). Le choix de l'ensemble du garnissage offre l'avantage de fonctionner comme un tampon solide, ce qui lui permet de garder un pH stable. Les photos des matériaux de garnissage sont présentées dans le dossier photographique du projet inclus à l'ANNEXE A.2.

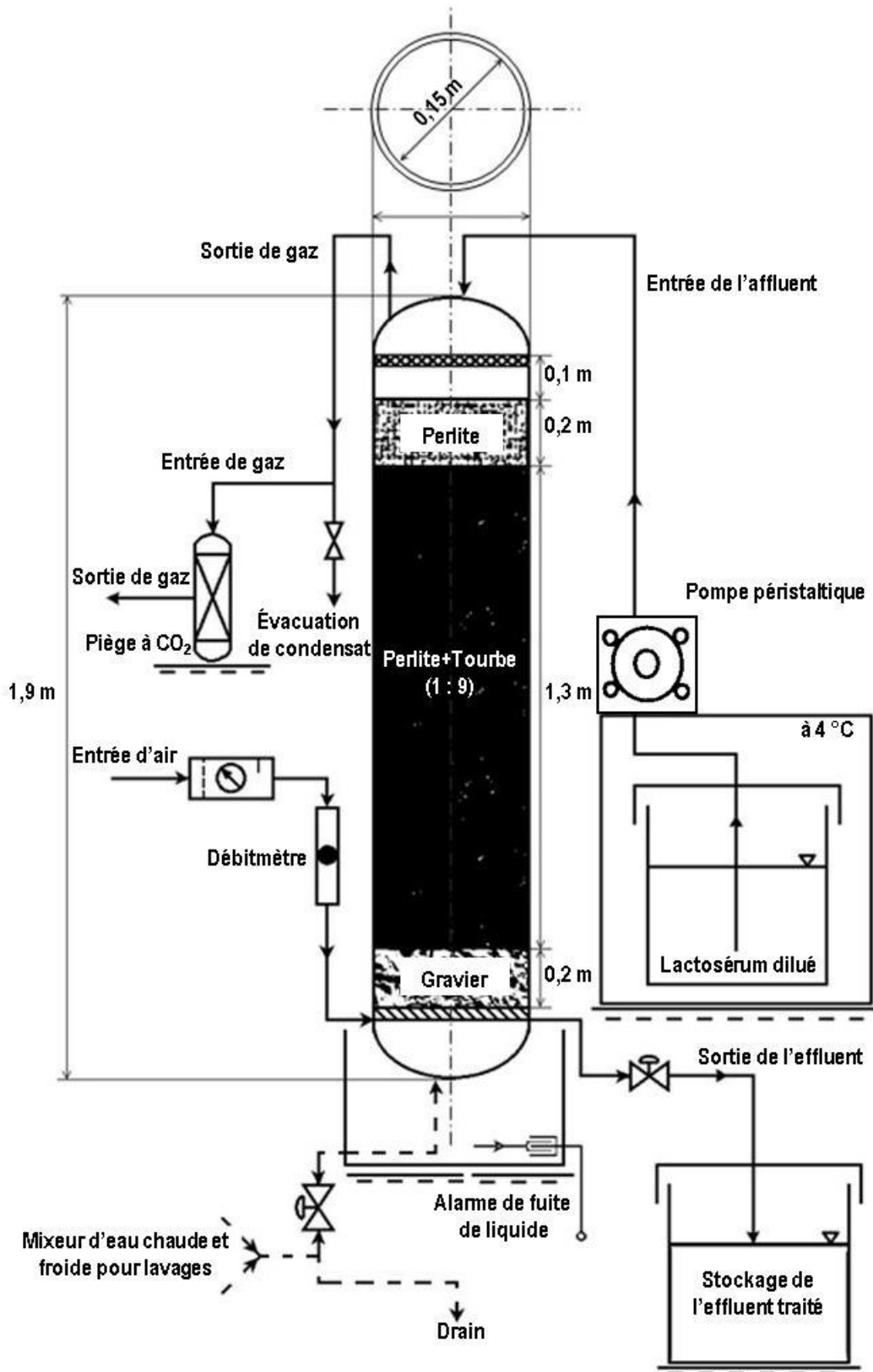


Figure 3.1 : Représentation schématique du biofiltre utilisé pour traiter les eaux usées de fromagerie.

### 3.2. Conditions expérimentales

Le biofiltre a d'abord été lavé à contre-courant (rétro-lavage, RL) en faisant passer de l'eau du robinet à travers le milieu filtrant pendant une heure, avant de commencer les essais de biofiltration. Cette manœuvre visait à éviter la création de chemins préférentiels pour le passage des gaz et/ou du liquide, surtout près des parois. De plus, elle permet d'enlever les composés organiques solubles, de couleur brune présents dans la tourbe.

Le lactosérum utilisé pour alimenter le biofiltre a été récolté à la fin de la production du fromage dans la *Fromagerie du campus* (AGETAAC, 2013) située à l'Université Laval, Québec. Un prétraitement physique de filtration pour récupérer des morceaux de fromage a été d'abord réalisé sur cet effluent. L'effluent des eaux blanches de la fromagerie est un mélange du lactosérum avec des eaux de premier et deuxième rinçage. En ce qui concerne le premier rinçage, la fromagerie utilise un dégraissant alcalin chloré moussant nommé *Blizzard* pour nettoyer les installations. L'opération de deuxième rinçage est conçue pour la désinfection des installations. Un désinfectant nommé *Oxygerm Germinicide* est utilisé. Des photos de la fromagerie et du prétraitement sont retrouvées dans le dossier photographique du projet inclus à l'ANNEXE A.1.

Le lactosérum a été séparé des eaux de premier et deuxième rinçage car ce mélange est très basique (pH = 12). La flore microbienne présente dans l'effluent est faible à cause de la puissance des produits chimiques. De plus, il est très difficile de développer une biomasse dans ce type d'effluent basique.

L'alimentation du biofiltre a été effectuée par une seule pompe péristaltique (7519-05 Masterflex L/S Pump 7519-80 Cartidges, Cole-Parmer instrument) pour assurer le même débit de l'affluent. Un débit quotidien de 5,4 L d<sup>-1</sup> a été généré de façon continue par le dessus du système. L'affluent traversait le biofiltre et l'effluent sortait en bas par la force gravitationnelle (ANNEXE A.10).

Pendant une semaine, une dilution de lactosérum 5 % (% V/V) a été fourni au biofiltre pour encourager la croissance de la biomasse (Mann *et al.*, 1999). Par après, une série de dilutions de lactosérum 10 % 20 % et 60 % ont été alimenter le système. La durée totale des expériences a été d'un mois. Ce premier batch de biofiltration a été nommé *BATCH I* (B1). Il faut tenir compte que la dilution de 5 % ne fait pas partie des calculs sur la performance du biofiltre. Cependant, un suivi de l'effluent de cette dilution a été réalisé pour surveiller le procédé de biofiltration.

Le *BATCH II* (B2) correspond au traitement d'un deuxième échantillon de lactosérum de la fromagerie. Cette fois, toute la couche de perlite (couche supérieure) a été remplacée par un matériel neuf. Les couches restantes n'ont pas été remplacées. Les conditions d'opération sont similaires au *BATCH I*.

La figure 3.2 présente la préparation des dilutions de lactosérum et le schéma du protocole effectué pour mesurer les différents paramètres (DCO, TN, N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, NKT, MES, MG, k, pH). Deux dilutions standards (DS#, # = 10, 20 et 60) de concentration % V/V, 10 %, 20 % et 60 % ont été préparées dans des bouteilles d'un litre pour comparer les résultats de chaque paramètre avec sa dilution d'alimentation respective passant par le biofiltre (DA#, # = 10, 20 et 60). Cette méthodologie a été envisagée pour réduire les coûts et le gaspillage des réactifs. De plus, cette méthodologie permet d'économiser du temps et de savoir si la dilution passant à travers le biofiltre a été correctement préparée. Toutes les dilutions ont été faites avec de l'eau dé-ionisée. Des photos des dilutions standards et d'alimentation sont montrées dans le dossier photographique du projet inclus à l'ANNEXE A.5.

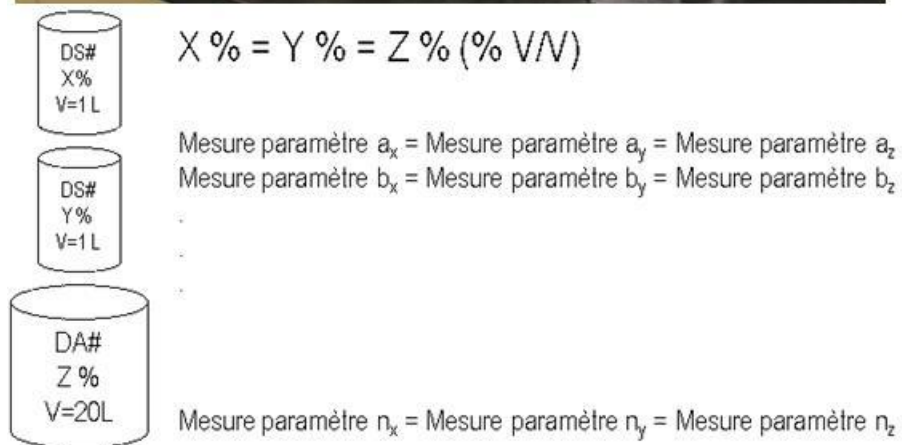


Figure 3.2 : Préparation des dilutions de lactosérum et schéma du protocole de mesure des paramètres.

Le tableau 3.1 regroupe les méthodes utilisées pour l'analyse des paramètres des effluents liquides du biofiltre pilote. Pour obtenir les mesures de DCO et TN, une dilution de l'échantillon a été effectuée avec de l'eau nanofiltrée dans des fioles de 25 mL. Le pH et la conductivité ont été mesurés à l'aide des sondes de terrain (Multi 3430, Global Water Instrumentation, WTW). Le test de la teneur en matière grasse a été réalisé ultérieurement, les échantillons ont donc été congelés (ANNEXE A.7). La production de CO<sub>2</sub> (P<sub>CO2</sub>) fut mesurée avant de commencer chacun des essais de filtration avec le biofiltre rempli du matériau filtrant. Cette mesure permet d'avoir une P<sub>CO2</sub> initial pour le *BATCH I & II*. Une valeur moyenne de 1,67 x 10<sup>-10</sup> moles produites de CO<sub>2</sub>/h a été obtenue pour chaque essai de biofiltration.

**Tableau 3.1 : Méthodes utilisées pour l'analyse des paramètres du lactosérum pur et ses dilutions.**

Paramètre	Méthode	Référence	Numéro	Lieu d'analyse
DCO (mg O <sub>2</sub> /L)	Reactor Digestion Method	HACH	8000	Université Laval
TN (mg N/L)	Persulfate Digestion method	HACH	10208 - TNT827	Université Laval
N-NO <sub>3</sub> (mg N/L)	Dimethylphenol Method	HACH	10206 - TNT835	Université Laval
NKT (mg N/L)		Pütz, 2012		Université Laval
MES (mg/L)	Analytical methods	modelEAU <sup>1</sup> , 2010	SOP-005	Université Laval
MG (%)	Modified mojonier ether extraction method	Centre STELA <sup>2</sup> , 2013		Université Laval
k (µS/cm)	Salinity Method	APHA <i>et al.</i> , 1998	2520 B	Université Laval
pH	Electrometric method	APHA <i>et al.</i> , 1998	4500-H <sup>+</sup> -B	Université Laval
P <sub>CO2</sub>	Titration method	Knoepp & Vose, 2002		Université Laval

1. Groupe de recherche en modélisation de la qualité de l'eau, Canada

2. Centre de recherche en sciences et technologie du lait, Canada

Le tableau 3.2 présente les caractéristiques du lactosérum pur et de ses dilutions utilisées pour alimenter le biofiltre pilote pendant les semaines 2, 3 et 4, correspondant aux dilutions de 10 %, 20 % et 60 % respectivement. Le lactosérum pur n'a pas traversé le biofiltre de façon à prévenir un colmatage rapide du milieu filtrant. De plus, les dilutions permettent de connaître dans quelle plage de % V/V le biofiltre peut être plus performant. Les bacs et bouteilles de lactosérum et de ses dilutions ont été stockés dans un réfrigérateur à 4 °C. Les photos sont disponibles dans le dossier photographique du projet inclus à l'ANNEXE A.1.

**Tableau 3.2 : Caractéristiques du lactosérum et des dilutions utilisés pour alimenter le biofiltre.**

Paramètre	BATCH I				BATCH II			
	10 % <sup>1</sup>	20 % <sup>1</sup>	60 % <sup>1</sup>	Pur <sup>1</sup>	10 % <sup>1</sup>	20 % <sup>1</sup>	60 % <sup>1</sup>	Pur <sup>1</sup>
DCO (mg O <sub>2</sub> /L) <sup>2</sup>	10017±852	18867±629	90600±1389	152500±1838	9117±463	19067±1397	59100±4200	104850±1061
TN (mg N/L) <sup>2</sup>	82±8,26	116±9,0	372±43	636±11	108±6,3	237±24	683±45	1155±163
N-NO <sub>3</sub> (mg N/L) <sup>2</sup>	0,58±0,02	1,34±0,32	4,99±0,57	8,40±1,14	0,76±0,03	1,35±0,19	3,75±0,15	5,83±0,29
N-NO <sub>2</sub> (mg N/L) <sup>2</sup>	n.d. <sup>3</sup>	n.d. <sup>3</sup>	n.d. <sup>3</sup>	n.d. <sup>3</sup>	n.d. <sup>3</sup>	n.d. <sup>3</sup>	n.d. <sup>3</sup>	n.d. <sup>3</sup>
NKT (mg N/L) <sup>2,4</sup>	81	114	367	628	107	236	679	1149
MES (mg/L)	467±306	533±231	3100±361	467±306	892±12	2074±308	4920±120	10875±276
MG (%)	0,04±0,01	0,05±0,01	0,14±0,03	0,24±0,02	0,08±0,01	0,17±0,03	0,49±0,01	0,79±0,01
k (µS/cm) <sup>2</sup>	918±26	1637±163	4108±37	6080±14	848±67	1582±99	3923±15	5855±7,0
pH <sup>2</sup>	4,57±0,01	4,50±0,01	4,43±0,01	4,37±0,01	4,11±0,03	4,07±0,01	4,15±0,02	4,24±0,01

1. Moyenne ± écart-type avec n = 3 (DCO), 3 (TN), 3 (N-NO<sub>3</sub>), 3 (MES), 3 (MG), 3 (k), 3 (pH)

2. Mesure effectuée sans dépasser 48 h après de l'échantillonnage.

3. Non détectable (n.d.) ou Non mesuré (n.m.)

4. TN = NH<sub>4</sub><sup>+</sup> + N<sub>org</sub> + NO<sub>2</sub><sup>-</sup> + NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, NKT = NH<sub>4</sub><sup>+</sup> + N<sub>org</sub>. Alors, NKT = TN - NO<sub>2</sub><sup>-</sup> - NO<sub>3</sub><sup>-</sup>

Pendant les expériences de biofiltration, un système d'aération, régulé par un débitmètre (0-150 L/min), a permis de conserver un apport d'air de 4 L min<sup>-1</sup> dans le biofiltres (ANNEXE A.10). L'air fourni au biofiltre ne contient ni eau, ni huile, ni CO<sub>2</sub> et ni microbes (air de qualité médicale fournit par l'Université Laval, QC). Le tableau 3.3 présente les conditions expérimentales auxquelles le biofiltre a été soumis. Le biofiltre a été maintenu à une température ambiante constante, qui était de 21±1 °C pendant toute la période de l'étude.

**Tableau 3.3 : Charges appliquées sur le biofiltre pilote.**

Charges appliquées	BATCH I			BATCH II		
	10 %	20 %	60 %	10 %	20 %	60 %
$\Lambda_s$ (kg DCO/m <sup>3</sup> .j)	3	5	23	2	5	15
$\Lambda_H$ (m <sup>3</sup> /m <sup>2</sup> .j)	0,38	0,38	0,38	0,38	0,38	0,38
Aération (m <sup>3</sup> /m <sup>2</sup> .j)	326	326	326	326	326	326

### 3.3. Echantillonnage et conservation des échantillons

#### 3.3.1. Lactosérum et eaux de lavage

L'échantillonnage a eu lieu à la Faculté des Sciences de l'Agriculture et de l'Alimentation (FSAA), de l'Université Laval. L'entreprise Fromagerie du Campus (AGETAAC, 2013), située dans un laboratoire du Pavillon Paul-Comtois, a fourni le lactosérum et les eaux de lavage du matériel et des locaux de la fromagerie (ANNEXE A.1.).

Les lactosérums obtenus pour les *BATCH I & II* ont été pris à différents jours de production dans la fromagerie. Le lactosérum trouvé dans la fromagerie est un mélange de différents types de fromages. L'entreprise produit du fromage fondu, Croûte lavée (style Port-salut), Camembert, Cheddar en grains, Tortillons, Cheddar canneberges et érable.

La possibilité d'avoir un lactosérum de différents types de fromages, permet de reproduire les conditions des fromageries fermières, dans lesquelles les effluents de la fabrication de plusieurs fromages sont mélangés et stockés dans un même bassin. Les échantillons ont été divisés en lactosérum, eaux du premier rinçage et du deuxième rinçage comme illustré dans la figure 3.3. Ces échantillons ont été stockés à 4°C dans le réfrigérateur du Laboratoire d'Environnement, du Département de Génie Civil et de Génie des Eaux à l'Université Laval.

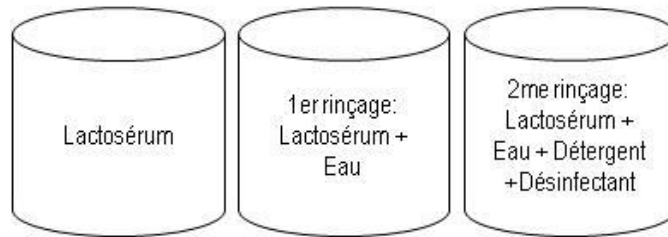


Figure 3.3 : Division des échantillons dans la fromagerie.

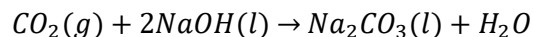
### 3.3.2. Échantillonnage des sorties liquides du biofiltre

Les échantillons des dilutions filtrées (DF) ont été récoltés régulièrement après le passage de la dilution à travers le biofiltre. Le tableau 3.4 présente la période d'échantillonnage pour les *BATCHS I & II*. Les mesures de chaque paramètre ont été effectuées sans dépasser 48 h après l'échantillonnage. Les opérations de rétro-lavage (RL) ont été effectuées au début de chaque *BATCH* comme il a été mentionné dans la section 3.2. Cependant, les rétro-lavages pendant les essais de biofiltration ont été effectués par critère optique de croissance de biomasse, dû au fait qu'il n'y avait impossibilité de mesurer la perte de charge dans le biofiltre (ANNEXE A.4.8). Des photos de l'échantillonnage de l'effluent se retrouvent dans le dossier photographique du projet incluses à l'ANNEXE A.4.8.

### 3.3.3. Échantillonnage du gaz

Le suivi de la production de  $CO_2$  ( $P_{CO_2}$ ) a été réalisé sur l'effluent gazeux final. L'échantillonnage de la solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) dans une bouteille de lavage de gaz est présenté dans le tableau 3.4. Cette solution basique de 0,2 M est utilisée pour capter le  $CO_2$  produit par la biomasse.

Une fois l'échantillon de NaOH récolté, il est titré in situ avec une solution de HCl de 0,1 M. Ce titrage permet de connaître la quantité de moles de gaz de  $CO_2$  produites. Ainsi, la réaction stœchiométrique du titrage et l'équation pour déterminer les moles de  $CO_2$  produits (Knoepp & Vose, 2002) s'écrit :



$$CO_2 = \frac{1}{2} \{ [NaOH]V_{NaOH} - [HCl]V_{HCl} \}$$

$CO_2$  = concentration de  $CO_2$  (moles);

$[NaOH]$  = concentration initial de NaOH en M (= moles  $L^{-1}$ );

$V_{NaOH}$  = volume d'échantillon de solution de NaOH en L, dans un temps t;

$[HCl]$  = concentration initial de HCl en M (= moles  $L^{-1}$ );

$V_{HCl}$  = volume de solution de HCl utilisé par le titrage en L.



Des photos de l'échantillonnage de l'effluent gazeux et du titrage sont présentées dans le dossier photographique du projet inclus à l'ANNEXE A.6.

### 3.3.4. Échantillonnage de milieu filtrant

À la fin de chaque *BATCH*, des échantillons de milieu filtrant, provenant de la couche supérieure de perlite, ont été prélevés. Cela a permis de visualiser la biomasse dans le biofiltre. Le tableau 3.4 présente la période d'échantillonnage pour le milieu filtrant. Des photos de l'échantillonnage du milieu filtrant sont disponibles dans le dossier photographique du projet inclus à l'ANNEXE A.9.

**Tableau 3.4 : Échantillonnage de l'effluent du biofiltre pour le BATCH I & II.**

BATCH I					BATCH II				
Temps (jour)	Rétro-lavage	Échantillon			Temps (jour)	Rétro-lavage	Échantillon		
		Effluent	Suivi P <sub>CO2</sub>	Milieu filtrant			Effluent	Suivi P <sub>CO2</sub>	Milieu filtrant
0,0	RL				0,0	RL			
0,7		DF 5%			0,6		DF 5%		
4,0		DF 5%			4,0		DF 5%		
6,0		DF 5%			6,0		DF 5%		
9,0		DF 10%			7,0		DF 10%		
11,0		DF 10%			9,0		DF 10%		
12,0		DF 10%			10,0		DF 10%		
12,0	RL				12,0		DF 10%	P <sub>CO2</sub>	
13,0		DF 20%			13,0		DF 20%		
15,0		DF 20%			15,0		DF 20%		
16,0		DF 20%	P <sub>CO2</sub>		16,0		DF 20%		
17,0		DF 20%	P <sub>CO2</sub>		18,0		DF 20%	P <sub>CO2</sub>	
19,0		DF 60%	P <sub>CO2</sub>		19,0		DF 60%		
20,0		DF 60%	P <sub>CO2</sub>		21,0		DF 60%	P <sub>CO2</sub>	
24,0		DF 60%	P <sub>CO2</sub>						
24,0	RL			MF					MF

## 3.4. Périodes de suivis et analyses

Le suivi des essais de biofiltration a fait l'objet d'une première période d'échantillonnage, de 0 à 24 jours pour le *BATCH I* et de 0 à 21 jours pour le *BATCH II*. Au cours de cette période, des échantillons d'effluent liquide sortant du biofiltre ont été prélevés (tableau 3.4). Une purge de quelques dizaines de millilitres de liquide a d'abord été effectuée, puis les 800 mL requis étaient recueillis pour la réalisation des analyses. Tous ces échantillons ont été analysés immédiatement, ou congelés pour une période d'une semaine à un mois avant leur analyse. Il faut préciser que le *BATCH II* a débuté trois semaines après la fin du *BATCH I*.

La DCO, l'azote total, les nitrates, l'azote Kjeldahl total, la conductivité, le pH et la température ont fait l'objet d'un suivi pour tous les échantillons liquides de l'effluent. Les mesures ont été effectuées sans dépasser 48 h

après l'échantillonnage. Le suivi de la matière en suspension a été effectué à chaque échantillon. La teneur en matière grasse a été suivi comme les MES.

Au niveau des gaz, le suivi de la production en gaz carbonique (CO<sub>2</sub>) a été mesuré immédiatement après la prise de l'échantillon. Le tableau 3.5 regroupe les méthodes utilisées pour l'analyse des paramètres de l'effluent liquide et gazeux du biofiltre pilote.

**Tableau 3.5 : Méthodes utilisées pour l'analyse des paramètres de l'effluent liquide et gazeux du biofiltre pilote.**

Paramètre	Méthode	Référence	Numéro	Lieu d'analyse
DCO (mg O <sub>2</sub> /L)	Reactor Digestion Method	HACH	8000	Université Laval
TN (mg N/L)	Persulfate Digestion method	HACH	10208 - TNT826	Université Laval
N-NO <sub>3</sub> (mg N/L)	Dimethylphenol Method	HACH	10206 - TNT835	Université Laval
NKT (mg N/L)		Pütz, 2012		Université Laval
MES (mg/L)	Analytical methods	modelEAU, 2010	SOP-005	Université Laval
MG (%)	Modified mojonnier ether extraction method	Centre STELA, 2013		Université Laval
k (μS/cm)	Salinity Method	APHA <i>et al.</i> , 1998	2520 B	Université Laval
pH	Electrometric method	APHA <i>et al.</i> , 1998	4500-H <sup>+</sup> -B	Université Laval
T (°C)	Thermometer	APHA <i>et al.</i> , 1998	2550 B	Université Laval
P <sub>CO2</sub>	Titration method	Knoepp & Vose, 2002		Université Laval

### 3.5. Performance du biofiltre

La performance du biofiltre a été analysée en termes de taux d'abattement de DCO, MES et TN. Les variables sont définies en utilisant l'équation indiquée à la *section 2.8.1*.

# Chapitre 4

## 4. Résultats et Discussion

La présentation des résultats des essais de biofiltration portera d'abord sur une discussion concernant les performances épuratoires du biofiltre pilote.

### 4.1. Caractéristiques de l'effluent traité pendant les essais de biofiltration

Les résultats du suivi des paramètres recensés lors des essais de biofiltration sont présentés au tableau 4.1. La dilution de 5 % ne fait pas part des calculs sur la performance du biofiltre. Cependant, un suivi de l'effluent de cette dilution a été réalisé pour surveiller le procédé de biofiltration.

**Tableau 4.1 : Concentration moyenne à la sortie (effluent) du biofiltre pilote de tous les composés par BATCH.**

Temps (jour)	Échantillon	Paramètres									
		DCO (mg O <sub>2</sub> /L) <sup>2</sup>	MES (mg/L)	TN (mg N/L) <sup>2</sup>	N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (mg N/L) <sup>2</sup>	N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg N/L) <sup>2</sup>	NKT (mg N/L) <sup>2,4</sup>	pH <sup>2</sup>	k (μS/cm) <sup>2</sup>	MG (%)	P <sub>CO2</sub> (mg CO <sub>2</sub> /L lactosérum) <sup>5</sup>
BATCH I											
0,7	DF 5% <sup>1</sup>	708,33	4,67	18,72	7,48	n.m. <sup>3</sup>	11,24	6,71	521,00	n.m. <sup>3</sup>	n.m. <sup>3</sup>
4	DF 5% <sup>1</sup>	925,00	4,00	6,15	5,45	n.m. <sup>3</sup>	0,70	6,79	464,00	n.m. <sup>3</sup>	n.m. <sup>3</sup>
6	DF 5% <sup>1</sup>	550,00	6,67	8,17	3,37	n.m. <sup>3</sup>	4,80	6,88	364,00	n.m. <sup>3</sup>	n.m. <sup>3</sup>
9	DF 10% <sup>1</sup>	716,67	4,67	6,70	2,34	n.m. <sup>3</sup>	4,37	7,18	406,00	0,003	n.m. <sup>3</sup>
11	DF 10% <sup>1</sup>	272,00	3,00	7,71	1,67	n.m. <sup>3</sup>	6,05	7,21	495,00	0,008	n.m. <sup>3</sup>
12	DF 10% <sup>1</sup>	280,00	2,00	8,48	1,59	n.m. <sup>3</sup>	6,89	7,09	521,00	0,006	n.m. <sup>3</sup>
13	DF 20% <sup>1</sup>	176,00	3,00	13,50	1,27	n.m. <sup>3</sup>	12,24	7,04	345,00	0,001	n.m. <sup>3</sup>
15	DF 20% <sup>1</sup>	180,00	5,00	15,00	1,02	n.m. <sup>3</sup>	13,98	6,99	354,00	0,001	n.m. <sup>3</sup>
16	DF 20% <sup>1</sup>	1324,00	23,00	19,80	1,09	n.m. <sup>3</sup>	18,71	6,43	763,00	0,000	68106,36
17	DF 20% <sup>1</sup>	2576,00	25,00	14,40	1,23	n.m. <sup>3</sup>	13,17	6,39	1017,00	0,002	83138,57
19	DF 60% <sup>1</sup>	2950,00	29,00	80,10	1,60	n.m. <sup>3</sup>	78,50	6,37	1144,00	0,001	212391,11
20	DF 60% <sup>1</sup>	5575,00	36,00	114,00	3,61	n.m. <sup>3</sup>	110,39	5,58	1816,00	0,000	242615,90
24	DF 60% <sup>1</sup>	8825,00	36,00	133,50	9,55	n.m. <sup>3</sup>	123,95	5,11	3060,00	0,006	338585,88
BATCH II											
0,6	DF 5% <sup>1</sup>	732,14	13,33	25,50	15,45	n.m. <sup>3</sup>	10,05	6,63	679,00	n.m. <sup>3</sup>	n.m. <sup>3</sup>
4	DF 5% <sup>1</sup>	135,71	12,00	17,15	2,46	n.m. <sup>3</sup>	14,69	7,13	436,00	n.m. <sup>3</sup>	n.m. <sup>3</sup>
6	DF 5% <sup>1</sup>	153,57	5,33	18,35	2,88	n.m. <sup>3</sup>	15,48	7,16	424,00	n.m. <sup>3</sup>	n.m. <sup>3</sup>
7	DF 10% <sup>1</sup>	207,14	6,67	22,68	4,25	n.m. <sup>3</sup>	18,43	7,34	435,00	0,00	n.m. <sup>3</sup>
9	DF 10% <sup>1</sup>	175,00	8,00	27,50	4,73	n.m. <sup>3</sup>	22,78	7,47	495,00	0,000	n.m. <sup>3</sup>
10	DF 10% <sup>1</sup>	167,86	4,67	37,25	5,70	n.m. <sup>3</sup>	31,55	7,54	635,00	0,000	n.m. <sup>3</sup>
12	DF 10% <sup>1</sup>	175,00	5,33	51,50	7,33	n.m. <sup>3</sup>	44,18	7,55	719,00	0,000	168065,62
13	DF 20% <sup>1</sup>	171,43	8,00	61,50	9,90	n.m. <sup>3</sup>	51,60	7,26	814,00	0,001	n.m. <sup>3</sup>
15	DF 20% <sup>1</sup>	178,57	15,00	77,00	12,40	n.m. <sup>3</sup>	64,60	7,11	1045,00	0,000	n.m. <sup>3</sup>
16	DF 20% <sup>1</sup>	207,14	12,00	81,83	15,63	n.m. <sup>3</sup>	66,21	6,97	1129,00	0,000	n.m. <sup>3</sup>
18	DF 20% <sup>1</sup>	196,43	9,00	83,83	18,60	n.m. <sup>3</sup>	65,23	6,68	1511,00	0,001	209132,88
19	DF 60% <sup>1</sup>	210,00	9,00	107,33	22,18	n.m. <sup>3</sup>	85,16	6,41	1585,00	0,003	n.m. <sup>3</sup>
21	DF 60% <sup>1</sup>	420,00	13,00	117,83	24,15	n.m. <sup>3</sup>	93,68	6,01	3340,00	0,000	406935,47

1. Moyenne avec n = 3 (DCO), 3 (MES), 3 (TN), 3 (N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>), 3 (pH), 3 (k), 3 (MG), 2 (P<sub>CO2</sub>)

2. Mesure effectuée sans dépasser 48 h après de l'échantillonnage.

3. Non détectable (n.d.) ou Non mesuré (n.m.)

4. TN = NH<sub>4</sub><sup>+</sup> + N<sub>org</sub> + NO<sub>2</sub><sup>-</sup> + NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, NKT = NH<sub>4</sub><sup>+</sup> + N<sub>org</sub>. Alors, NKT = TN - NO<sub>2</sub><sup>-</sup> - NO<sub>3</sub><sup>-</sup>

5. Masse molaire CO<sub>2</sub> = 44,01 g/mol.

## 4.2. Performance épuratoire du biofiltre pilote

L'évaluation des performances épuratoires du biofiltre a été calculée en comparant la concentration de différents polluants à l'entrée et à la sortie du biofiltre. Les résultats présentés dans cette partie montrent l'évolution des concentrations en matière organique (DCO), matières en suspension (MES) et azote total (TN) à l'entrée et à la sortie du biofiltre en fonction du temps.

### 4.2.1. Enlèvement de la matière organique

La figure 4.1 montre le suivi de la DCO pour les 21 et 24 jours d'opération du B1 et B2 respectivement. La figure 4.1 présente également la DCO associée aux dilutions d'alimentation DA10 %, 20 % et 60 % et la DCO de l'effluent traité qui inclut la DCO de l'effluent de la DA5, laquelle est une dilution utilisée pour encourager la croissance de la biomasse. En ce qui concerne le *BATCH I* pour les échantillons de l'effluent DF 10 %, DF 20 % et DF 60 %, la valeur moyenne du taux d'abattement de la DCO était de 95,8 %, 94,4 % et 93,6 %, respectivement. Par rapport au *BATCH II*, les valeurs des taux d'abattement pour la DCO ont présenté un comportement constant, indépendamment de la concentration de lactosérum fournie. Des valeurs moyennes de 99,0 % ont été obtenues pour les effluents des dilutions DF 10 %, DF 20 % et DF 60 %, respectivement (tableau 4.2).

Du haut vers le bas du biofiltre, la dégradation de la matière organique et de l'azote ammoniacal est réalisée dans les premiers centimètres du lit filtrant. Cependant, les bactéries qui dégradent la DCO possèdent un taux de croissance plus élevé que les bactéries qui dégradent l'azote ammoniacal, c'est pour cette raison que les taux d'abattement de DCO sont supérieurs aux taux d'enlèvement d'azote (Grady *et al.*, 1999). Les grandes quantités de matières organiques présentes dans le lactosérum sont principalement prises en charge par les bactéries fixées dans les milieux filtrant. De plus, l'aération permet un traitement plus poussé du lactosérum, donnant aux bactéries aérobies des conditions métaboliques supérieures pour la dégradation.

Il est à noter dans le tableau 4.1 que la DCO de l'effluent présente des valeurs inférieures à 1000 mg.L<sup>-1</sup> conforme à la norme de rejet du Ministère du Développement Durable de l'Environnement et de la Lutte contre les Changements Climatiques (MDDELCC) (MDDELCC, 2015). Cette norme n'est pas respectée à la fin des essais de biofiltration du B1. Cependant, pour le B2 où le biofiltre est totalement colonisé par les micro-organismes, la norme est respectée en permanence. On peut constater sur la figure 4.1 que l'augmentation de la concentration de DCO dans l'alimentation du biofiltre n'a pas eu d'influence significative sur la qualité des effluents du B2 ; se traduisant par une hausse significative des efficacités épuratoires (tableau 4.2).

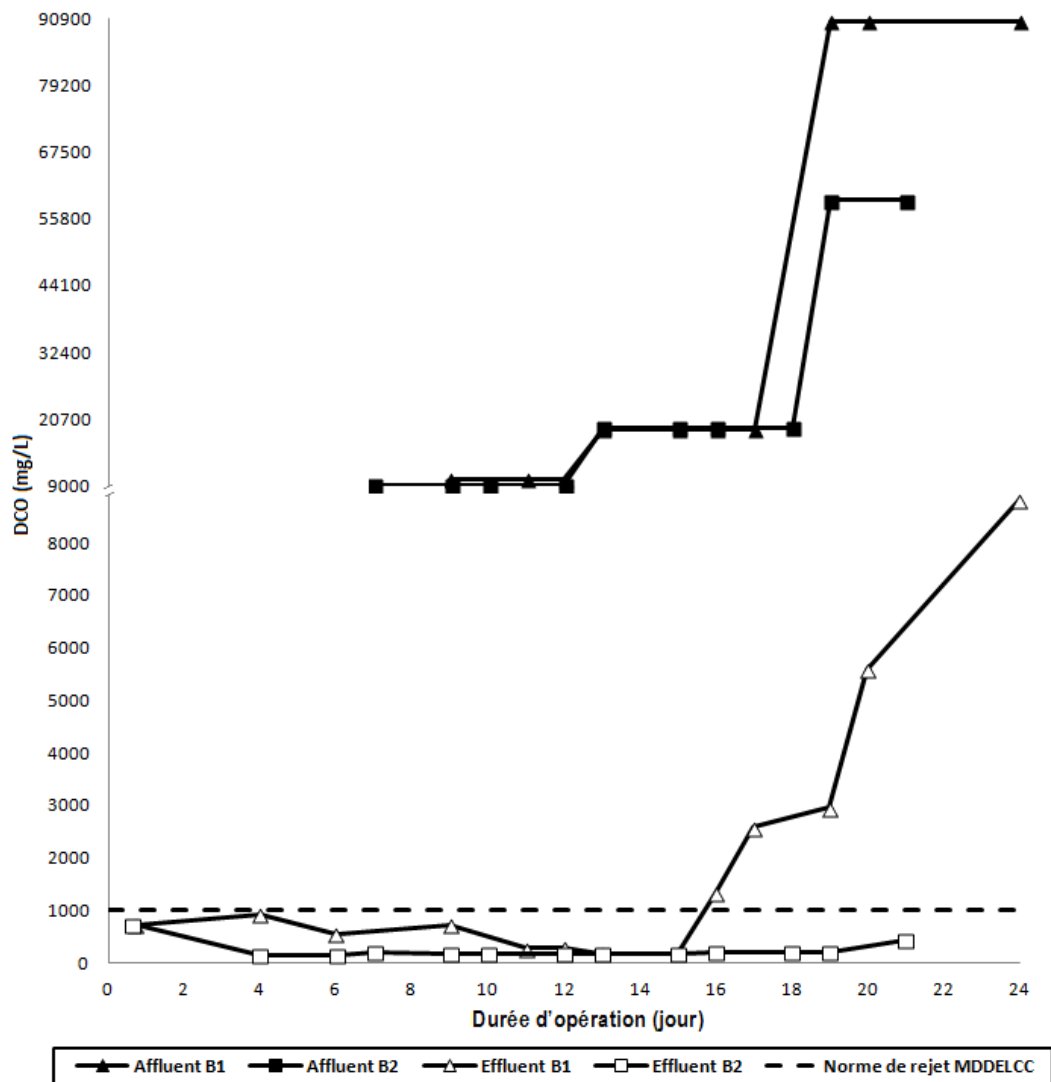


Figure 4.1 : Évolution de la DCO à l'affluent et à l'effluent liquide du B1 et B2 du biofiltre pilote.

Selon Saminathan *et al.* (2013), les procédés d'oxydation microbienne sont prédominants dans le système de biofiltre. Étant donné que les principaux constituants du rejet des eaux usées de l'industrie du fromage sont des protéines, des graisses et des sous-produits riches en lactose, l'oxydation de ces acides organiques a un impact sur l'enlèvement de matières organiques. C'est la principale raison de l'obtention d'un taux d'abattement élevé pour la DCO.

#### 4.2.2. Enlèvement des matières en suspension (MES)

La plupart des MES sont attribuées à la coagulation du lait, de morceaux de fromage et d'autres ingrédients ajoutés au cours du processus fabrication du fromage (Saminathan *et al.*, 2013). La norme du rejet de 500 mg

L<sup>-1</sup> du MDDELCC (MDDELCC, 2015) n'est pas respectée si le lactosérum n'est pas traité. Alors, la biofiltration est envisagée comme une solution, puisqu'elle permet un traitement physique de l'affluent.

La figure 4.2 présente le suivi des MES pour l'ensemble des jours d'opération du B1 et B2. Les MES associées aux dilutions d'alimentation DA10, 20 et 60 et les MES de l'effluent traité qui inclut l'effluent de la dilution d'alimentation de 5 % de lactosérum (DA5 %) sont présentées. De plus, on peut observer dans la figure 4.2 que la norme de rejet du MDDELCC (MDDELCC, 2015) est respectée en permanence dans l'effluent traité. En résumé, l'élimination des MES par biofiltration est quasi intégrale et la teneur en MES n'excède donc pas les quelques milligrammes indiqués par litre dans l'effluent.

En ce qui concerne le *BATCH I* pour les échantillons de l'effluent DF 10 %, DF 20 % et DF 60 %, la valeur moyenne du taux d'abattement des MES étaient de 99,3 %, 97,4 % et 98,9 %. Par rapport au *BATCH II*, les valeurs des taux d'abattement ont été constantes, indépendamment de la concentration de lactosérum fournie. Les valeurs moyennes de 99,0 % ont été obtenues pour les effluents des dilutions alimentées de DF 10 %, DF 20 % et DF 60 %, respectivement (tableau 4.2).

Si on consulte le tableau 4.2, on peut constater que l'enlèvement des MES quasi-total. Cependant, l'efficacité d'enlèvement des MES par le biofiltre entraîne un inconvénient majeur au niveau de l'hydrodynamique. En effet, l'accumulation graduelle de particules solides à l'intérieur du lit filtrant crée une baisse de la conductivité hydraulique du biofiltre. Après quelques semaines de fonctionnement, le biofiltre tend à colmater superficiellement à cause de l'accumulation de dépôts essentiellement organiques sur le lit filtrant (Brissaud, 1993).

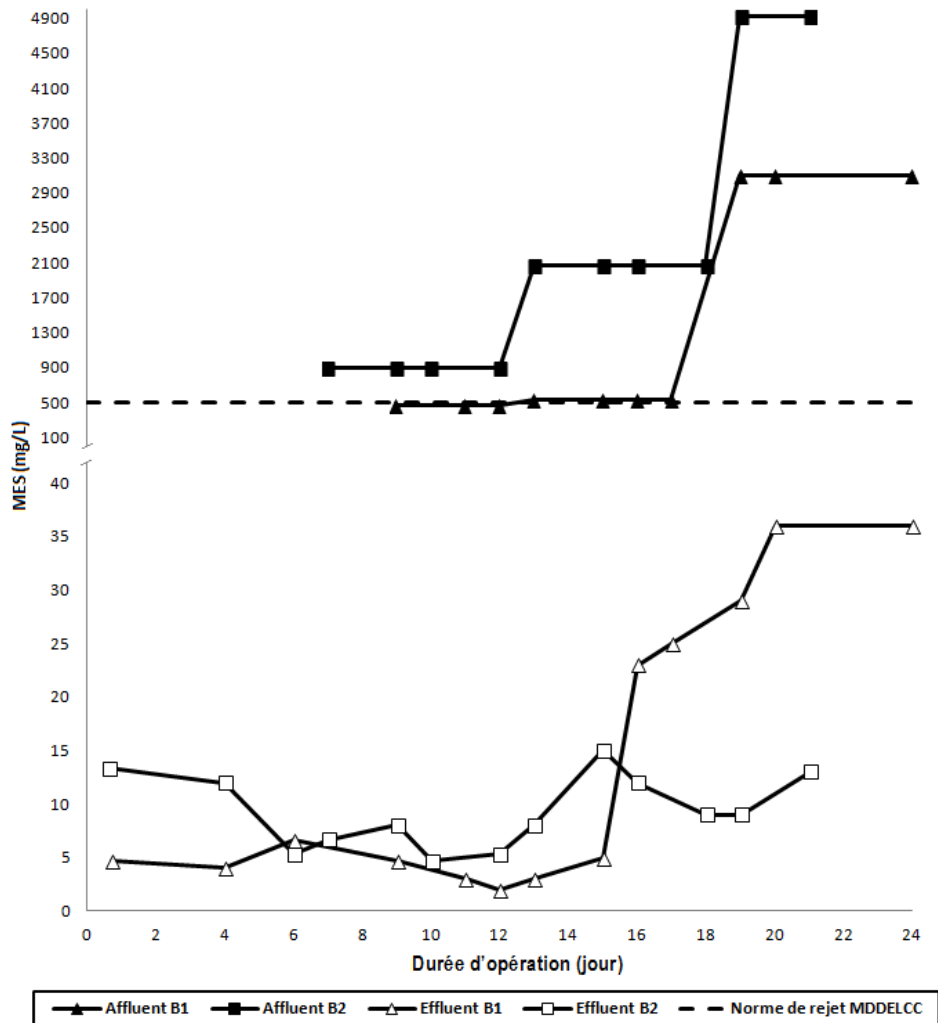


Figure 4.2 : Évolution des MES à l'affluent et à l'effluent liquide du B1 et B2 du biofiltre pilote.

#### 4.2.3. Enlèvement / transformation de l'azote

Selon Saminathan *et al.* (2013), en général, le TN dans les eaux usées de l'industrie du fromage est la somme de l'azote sous la forme de  $\text{NH}_4^+$ , les formes oxydées ( $\text{NO}_2^-$  et  $\text{NO}_3^-$ ), l'azote lié aux particules en suspension et les formes organiques solubles.

La figure 4.3 montre l'évolution des concentrations en TN, NTK et  $\text{N-NO}_3$  dans l'affluent (DA10 %, 20 % et 60 %) à travers le biofiltre et de l'effluent (DA5 %, 10 %, 20 % et 60 %) pendant les 21 jours d'opération de B1 et les 24 jours de B2. En ce qui concerne le *BATCH I* pour les échantillons de l'effluent DF 10 %, DF 20 % et DF 60 %, la valeur moyenne du taux d'abattement d'azote total diminuait avec l'augmentation de la concentration de lactosérum, les valeurs obtenues étaient de 90,7 %, 86,4 % et 70,6 %. Par rapport au *BATCH II*, une valeur moyenne de 67,9 % pour l'effluent des dilutions de DF 10 %, DF 20 a été mesurée. Cependant, à la fin des



essais, cette valeur est montée jusqu'à une valeur moyenne de 83,5 % pour l'effluent de la dilution DF 60 % (tableau 4.2).

Le tableau 3.2 présente les caractéristiques du lactosérum et des dilutions utilisées pour alimenter le biofiltre. Une grande portion de l'azote total est sous la forme de NTK dans l'affluent à traiter. Pour cette raison, la figure 4.3b inclue le graphique de NTK. Dans ce procédé biologique aérobie (biofiltration), l'azote peut subir quatre principaux phénomènes d'enlèvement - transformation : l'adsorption sur le lit filtrant du cation  $\text{NH}_4^+$ , l'utilisation par les bactéries (formation de biomasse) et les champignons, la volatilisation du  $\text{NH}_4^+$  (lorsque le pH est supérieur à 7) sous la forme de  $\text{NH}_3$  gazeux par le haut du biofiltre et finalement la nitrification-dénitrification grâce à l'action des bactéries spécialisées (Dubé, 1996).

Le biofiltre montre une perte en azote total entre 70 et 90 %. La raison majeure expliquant la transformation de l'azote est la nitrification. Cependant, comme le biofiltre a été aérée en continue, la volatilisation de l'azote ammoniacal ( $\text{NH}_4^+$ ) doit être considérée. Des pH supérieurs à sept à la sortie du biofiltre ont été mesurés. Malgré tout, comme le lactosérum entrant au biofiltre possédait un pH compris entre 4,0 et 4,5, l'azote ammoniacal se retrouve uniquement sous la forme de  $\text{NH}_4^+$  (Metcalf et Eddy, 2003 ; Saminathan *et al.* 2013). La nitrification reste donc le principal phénomène d'enlèvement - transformation d'azote.

La figure 4.3c démontre que le processus de nitrification se produit à l'intérieur du biofiltre aéré. Pendant le B1, le processus génère une concentration moyenne de  $1,88 \text{ mg L}^{-1}$  entre les jours 6 et 20 d'expérimentation. Cependant, une concentration de  $9,55 \text{ mg L}^{-1}$  à la fin des expériences est observée. Pour le B2, la production de nitrates ( $\text{NO}_3$ ) à partir du quatrième jour de fonctionnement (la présence de nitrites- $\text{NO}_2$ , y a été négligeable) présente un augment continu jusqu'à la fin de l'expérimentation avec une valeur maximale de  $24,15 \text{ mg L}^{-1}$ .

À la différence de B1, le B2 présente des concentrations de  $\text{NO}_3$  plus élevées dans l'effluent traité. Une hypothèse serait que le conditionnement du milieu filtrant pour la croissance bactérienne, puisqu'une portion de milieu filtrant n'a pas été remplacée, et il a été déjà colonisé par les microorganismes (Metcalf et Eddy, 2003). Effectivement, les essais de biofiltration du B2 ont été effectués sur un milieu déjà colonisé par les bactéries, cas contraire au B1. Cette hypothèse est validée par la figure 4.3c où le processus de nitrification est plus fort au B2. Cependant, les deux essais de biofiltration (B1 & B2) ont présenté des valeurs élevées de nitrates, quinze heures après la mise en marche des expériences. Cette valeur peut être expliquée puisque les anions nitrites-nitrates sont peu ou pas adsorbés par le milieu filtrant (Valentin, 1986). Une fois que le milieu filtrant est lavé, ces composés solubles sont entraînés aux sorties du biofiltre.

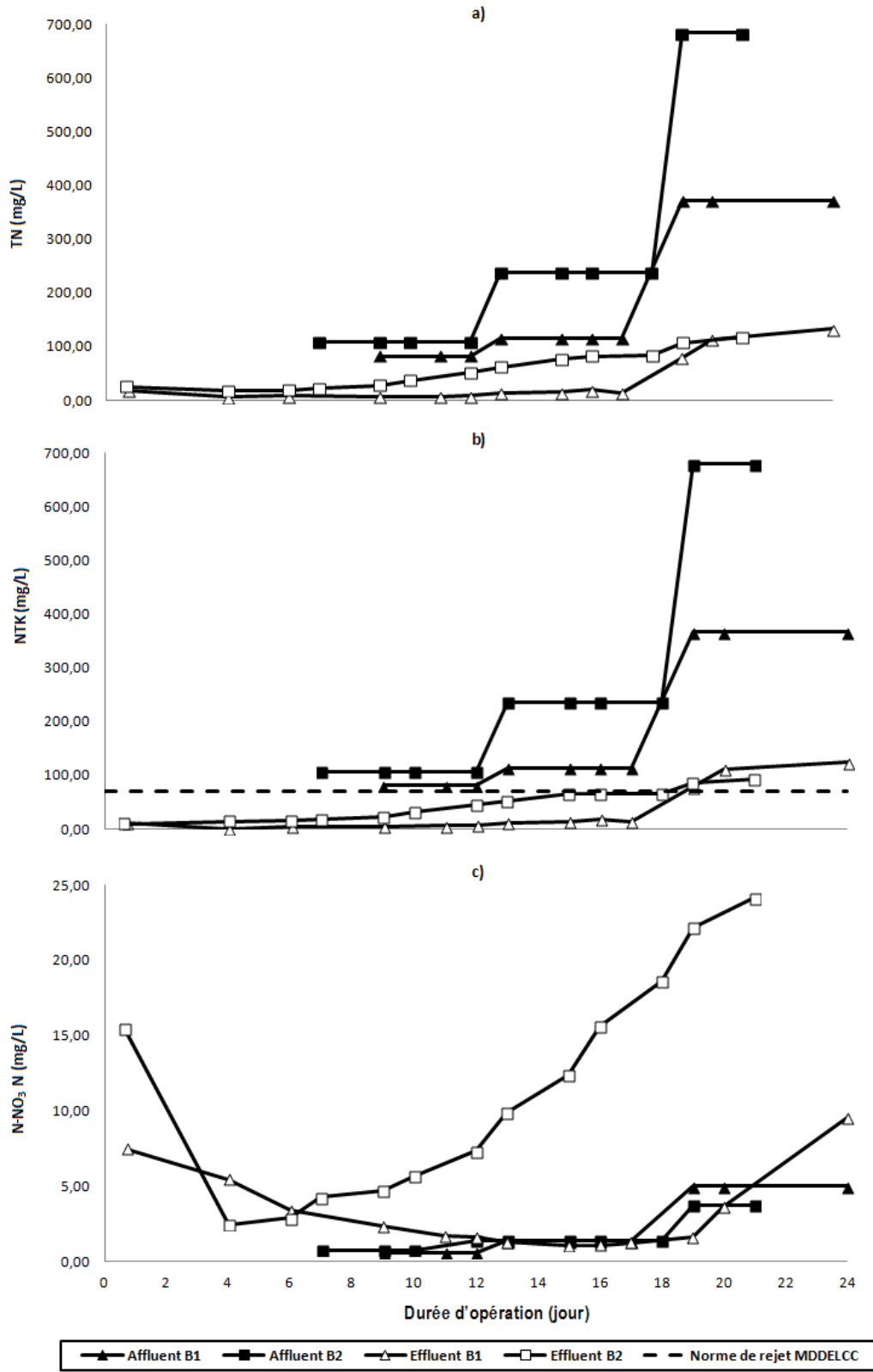


Figure 4.3 : Évolution du TN (a) du NTK (b) et du N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (c) à l'affluent et à l'effluent liquide du B1 et B2 du biofiltre pilote.

#### 4.2.4. Performance du biofiltre pilote

Les taux d'abattelements obtenus à la fin du *BATCH I & II* ont satisfait les hypothèses de la biofiltration sur milieu organique. Les performances en termes d'abattement de la DCO, MES et TN sont présentées dans le tableau 4.2.

L'efficacité d'enlèvement de certains polluants pendant les essais de biofiltration sont semblables aux résultats obtenus lors d'études antérieures réalisées en laboratoire (Saminathan *et al.*, 2013 ; Aubry, 2008 ; Shahriari *et al.*, 2015). Saminathan *et al.* (2013) ont obtenu un rendement sur support organique de l'ordre de 99 % pour l'enlèvement de DCO et DBO. Une réduction des matières en suspension (MES) de 96 % a été également enregistrée. Aubry (2008) rapporte des rendements d'enlèvement sur support organique de 95 %, 95 % et de 78 % à 90% pour la DCO, NH<sub>4</sub><sup>+</sup> et l'azote total respectivement. Shahriari *et al.* (2015) ont obtenu de taux d'abattement de 85 % de DCO avec un support est inorganique. Aubry (2008) a reporté de taux d'abattement d'azote entre 78 et 90 % et Dubé (1996) de 78 %.

**Tableau 4.2 : Taux d'abattement des essais de biofiltration BATCH I & II.**

BATCH I					BATCH II				
Temps (jour)	Échantillon	Taux d'abattement (%)			Temps (jour)	Échantillon	Taux d'abattement (%)		
		DCO	MES	TN			DCO	MES	TN
0,7	DF 5	n.m. <sup>1</sup>	n.m. <sup>1</sup>	n.m. <sup>1</sup>	0,6	DF 5	n.m. <sup>1</sup>	n.m. <sup>1</sup>	n.m. <sup>1</sup>
4,0	DF 5	n.m. <sup>1</sup>	n.m. <sup>1</sup>	n.m. <sup>1</sup>	4,0	DF 5	n.m. <sup>1</sup>	n.m. <sup>1</sup>	n.m. <sup>1</sup>
6,0	DF 5	n.m. <sup>1</sup>	n.m. <sup>1</sup>	n.m. <sup>1</sup>	6,0	DF 5	n.m. <sup>1</sup>	n.m. <sup>1</sup>	n.m. <sup>1</sup>
9,0	DF 10	92,8	99,0	91,8	7,0	DF 10	97,7	99,3	79,0
11,0	DF 10	97,3	99,4	90,6	9,0	DF 10	98,1	99,1	74,6
12,0	DF 10	97,2	99,6	89,7	10,0	DF 10	98,2	99,5	65,5
13,0	DF 20	99,1	99,4	88,3	12,0	DF 10	98,1	99,4	52,4
15,0	DF 20	99,0	99,1	87,0	13,0	DF 20	99,1	99,6	74,1
16,0	DF 20	93,0	95,7	82,9	15,0	DF 20	99,1	99,3	67,5
17,0	DF 20	86,3	95,3	87,5	16,0	DF 20	98,9	99,4	65,5
19,0	DF 60	96,7	99,1	78,5	18,0	DF 20	99,0	99,6	64,6
20,0	DF 60	93,8	98,8	69,3	19,0	DF 60	99,6	99,8	84,3
24,0	DF 60	90,3	98,8	64,1	21,0	DF 60	99,3	99,7	82,7

1. Non mesuré (n.m.)

### 4.3. Résultats complémentaires

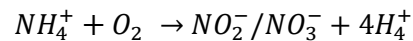
#### 4.3.1. Variations du pH

Les variations de pH observées entre l'entrée et la sortie du biofiltre (figure 4.4a) sont attribuables aux transformations chimiques et biochimiques consommant ou libérant des ions H<sup>+</sup> lors du traitement. Le pH est un indicateur de la concentration en ions H<sup>+</sup> libres en solution.

Le lactosérum utilisé dans cette étude avait un pH acide entre 4,07 et 4,57. Il est probable que le pH acide soit dû à la présence d'acides organiques, comme l'acide lactique dans le lait (Saminathan *et al.*, 2013).

Le pH de l'effluent subit une importante variation de l'acidité vers la neutralité (figure 4.4a). Une augmentation entre 7,0 et 7,5 à la moitié des essais de biofiltration pour BATCH I (B 1) et BATCH II (B2) a d'ailleurs été observée. Cette neutralité peut s'expliquer par le pouvoir tampon du milieu filtrant. De plus, une accumulation d'ammoniac dans le milieu organique, sous la forme  $NH_4OH$  (base faible), tend à le rendre alcalin.

La lixiviation graduelle des acides humiques hors du lit filtrant contribue à cette augmentation de pH. Selon Saminathan *et al.* (2013), cette élévation du pH est principalement due à la consommation de protons lors de la dégradation des acides organiques par la biomasse. Cependant, une fois la période atteinte, le pH a commencé à diminuer pour B1 et B2 jusqu'à la fin des essais. Il y a deux sources d'ions  $H^+$  libres en solution. La première est l'alimentation continue de lactosérum acide et la deuxième sont les réactions de nitrification donnant  $NO_2^-$  puis  $NO_3^-$  à partir de  $NH_4^+$  comme cela est présenté dans la réaction suivante :



Ces deux sources augmentent la concentration en ions  $H^+$  libres en solution. De plus, le pouvoir tampon du milieu filtrant est au maximum à la moitié de l'expérience quelle que soient les batch. C'est-à-dire, avant d'introduire DA20 % le lit filtrant avait déjà perdu son pouvoir tampon. Même si un retro-lavage (RL) a été effectué pour B1 dans le douzième jour (tableau 3.4), les résultats montrent que cette opération n'a aucun effet, puisqu'elle n'a pas été réalisée pour B2 et la figure 4.4a le démontre.

Le pH de l'effluent B1 n'a pas pu respecter la norme de rejet du MDDELCC (MDDELCC, 2015), mais en ce qui concerne B2, il est resté à la limite de la norme de rejet du MDDELCC (pH = 6) comme dans la figure 4.4a.

#### 4.3.2. Variations de la conductivité (k)

La figure 4.4b présente l'évolution de la conductivité. Celle-ci augmente pendant la période des essais de biofiltration. Cependant, B1 possède un point d'inflexion, entre la fin de l'alimentation de DA10 % et le début DA20 %. Ce point coïncide avec le moment où le RL du système a été effectué (jour 12 de l'expérience). La conductivité causée par la salinité de la solution reste élevée à la sortie du biofiltre. C'est attendu d'un résidu de lactosérum (Saminathan *et al.*, 2013).

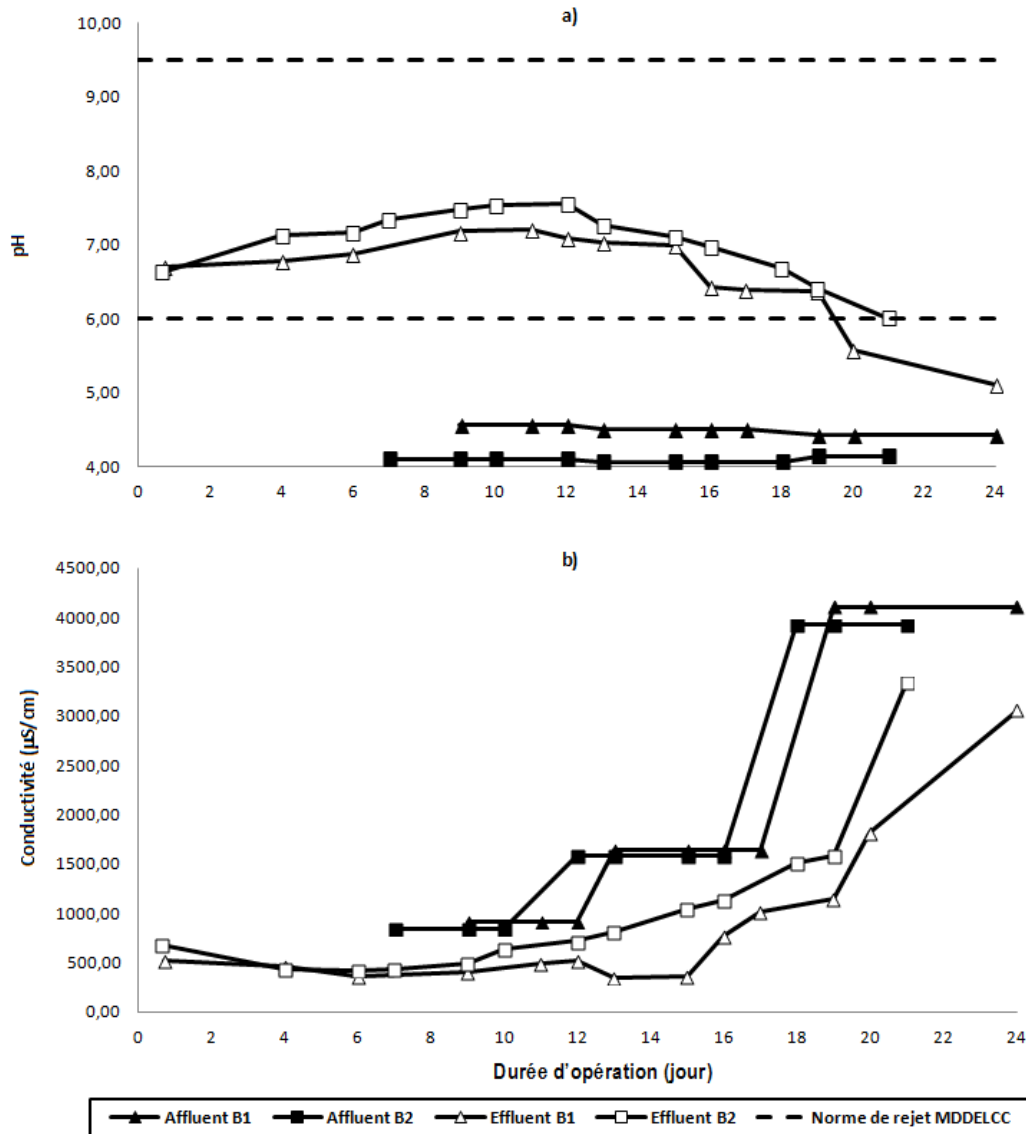


Figure 4.4 : Évolution du pH (a) et de la conductivité (b) à l'affluent et à l'effluent liquide du B1 et B2 du biofiltre pilote.

#### 4.3.3. Suivi de la production de CO<sub>2</sub>

Le suivi de la production de CO<sub>2</sub> par le procédé de biofiltration est présenté dans la figure 4.5. Les teneurs en CO<sub>2</sub> mesurées dans les effluents gazeux peuvent être influencées par la respiration de la biomasse hétérotrophe. La consommation de CO<sub>2</sub> est quant à elle influencée par la biomasse autotrophe, le milieu filtrant et l'air utilisé pour aérer le biofiltre. Aubry (2008) explique que les variations du CO<sub>2</sub> produites lors de l'oxydation du carbone pourraient être reliées aux variations de la nature des substrats, de l'oxygène et de l'humidité, ainsi que de l'activité des microorganismes.

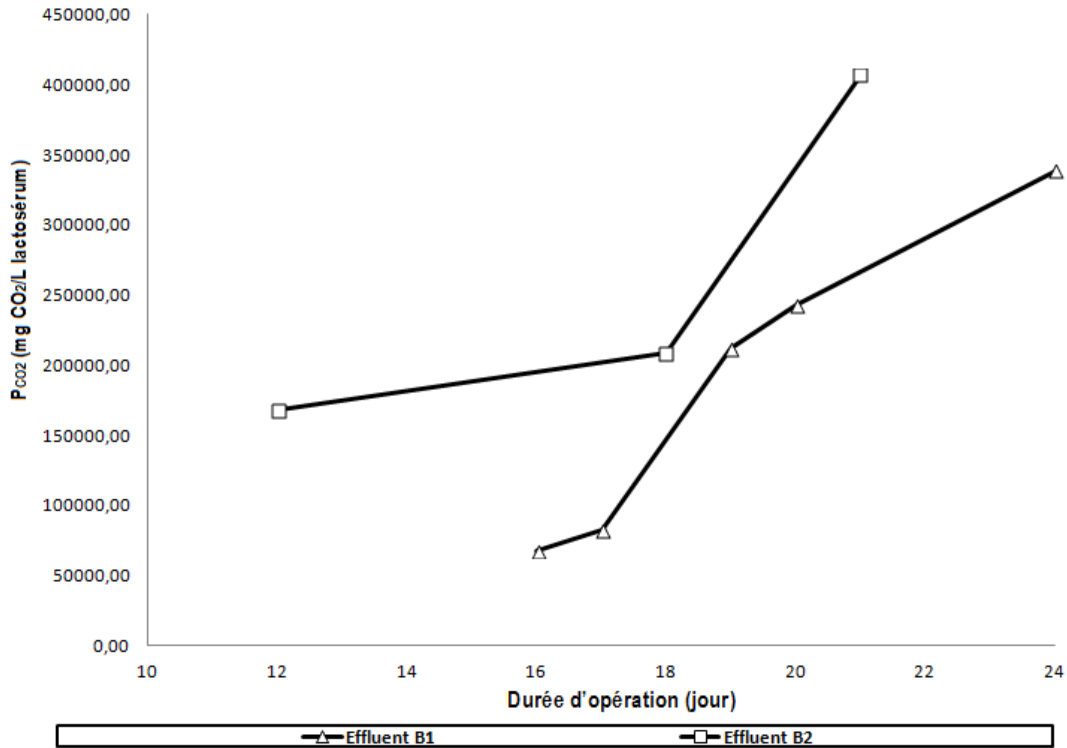


Figure 4.5 : Suivi de la production de CO<sub>2</sub> dans l'effluent gazeux du biofiltre pilote.

À première vue, la concentration de dioxyde de carbone est plus élevée pour B2 par rapport à B1. Cette différence peut être liée au fait que le B2 possédait une biomasse déjà développée. Cependant, dans les deux essais on peut remarquer qu'une hausse de la DCO dans le lactosérum, peut entraîner une croissance de biomasse hétérotrophe qui expliquerait la production supérieure de CO<sub>2</sub> jusqu'à la fin de l'expérimentation.

#### 4.3.4. Test de la teneur en matière grasse

La mesure de la teneur en matière grasse dans l'effluent traité, peut offrir un indice sur les processus de biodégradation effectués par les bactéries. Cependant, la quantité de matière grasse par kilogramme de lactosérum est à peu près de 0,5 g (0,8 %) (Vuillemand, 2000). Alors, on parle d'une faible portion de matière grasse à traiter.

Les résultats de l'enlèvement de la matière grasse sont présentés dans le tableau 4.1. Dans la figure 4.6 on peut observer que l'effluent contient des quantités très faibles en matière grasse, cela peut être expliqué par l'attachement de lipides sur le milieu filtrant ou par la dégradation effectuée par les bactéries.

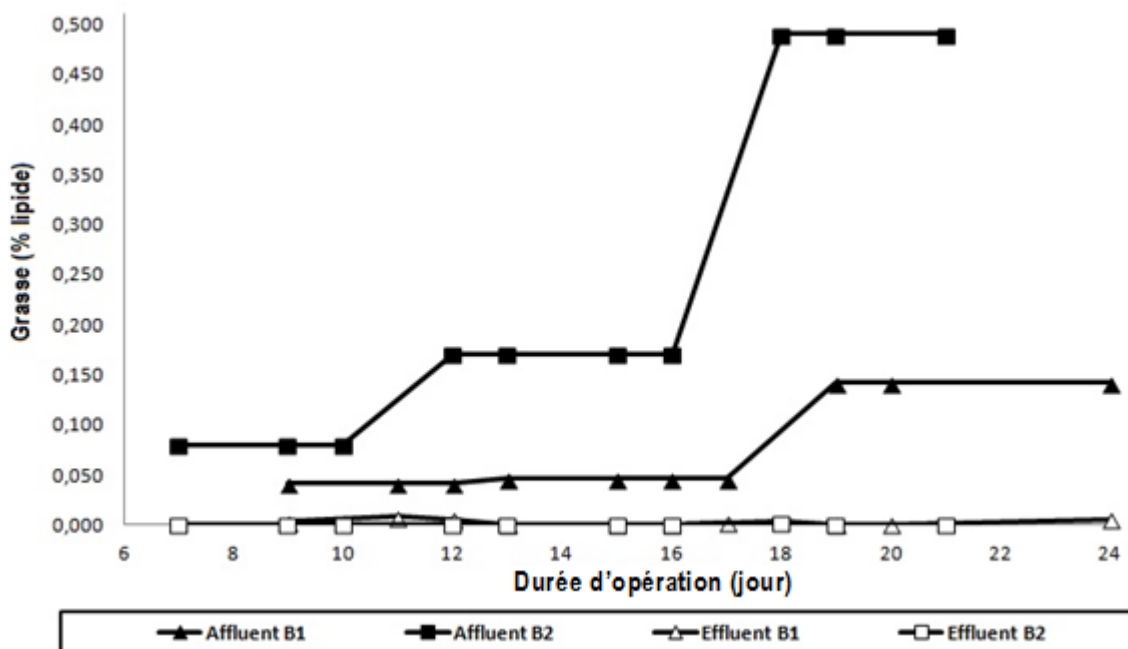


Figure 4.6 : Test de la teneur en matière grasse à l'affluent et à l'effluent liquide du B1 et B2 du biofiltre pilote.

#### 4.4. Analyse photographique

Un registre photographique a été fait comme outil pour visualiser les dilutions et les effluents traités. De plus, il montre l'évolution de la biomasse dans le biofiltre.

##### 4.4.1. Variations de la couleur

La couleur est un paramètre qui s'avère important lorsque vient le moment de disposer d'un rejet liquide. En effet, une coloration trop marquée d'un rejet, même lorsque non-polluant, peut représenter un problème important d'esthétique.

La figure 4.7 présente les trois dilutions de lactosérums utilisées pour étudier la performance du biofiltre par rapport au lactosérum pur. Il est facile d'observer la couleur vert-jaune du lactosérum pur. Cette couleur perd son intensité selon le pourcentage de dilution. La DA10 % correspond à 10 % en lactosérum et 90 % d'eau et garde une couleur jaune très pâle.

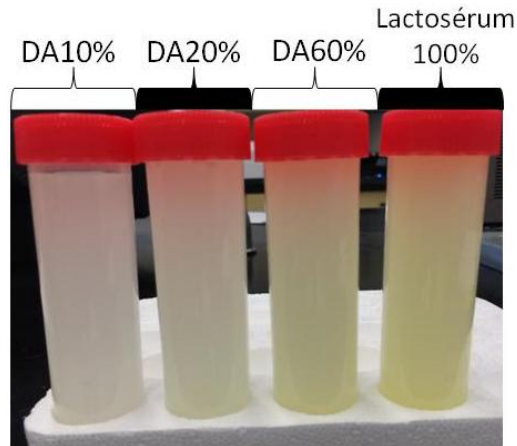


Figure 4.7 : Lactosérum et ses dilutions.

Le traitement du lactosérum par biofiltration sur tourbe s'est traduit par l'obtention d'un effluent possédant une coloration assez prononcée. Saminathan *et al.* (2013), rapportent que le lessivage de l'acide fulvique confère une couleur jaune-brun à l'effluent traité. Selon Dubé (1996), le transfert des acides humiques présents dans la tourbe vers l'effluent traité peut être la cause principale de ce phénomène de coloration. La tourbe possède des groupes chargés négativement (acides *humiques* et *fulviques*) qui se traduisent par une forte adsorption pour les cations et inversement pour les anions (Couillard, 1994). Les acides humiques sont solubles en solution alcaline et insolubles en milieu acide. Puisque le pH de l'effluent traité a varié entre 6.5 et 7.5 pour les deux batch, la solubilisation graduelle des acides fulviques et humiques s'effectuent. Cependant, après le seizième jour de fonctionnement du B2, on peut remarquer dans la figure 4.8 et figure 4.9, que la couleur des échantillons entre DF20 % jusqu'à avant du colmatage, est plus claire. Il existe une relation entre la couleur et le pH, puisqu'après le seizième jour d'expériences de B2, le pH est inférieur à 7. La lixiviation de ces acides est alors diminuée et la couleur foncée des effluents est atténuée.

La figure 4.8 présente une comparaison de la couleur de l'effluent du B2. Cette comparaison inclue la dilution d'alimentation DA5 % et les échantillons de l'effluent quand le biofiltre était colmaté.

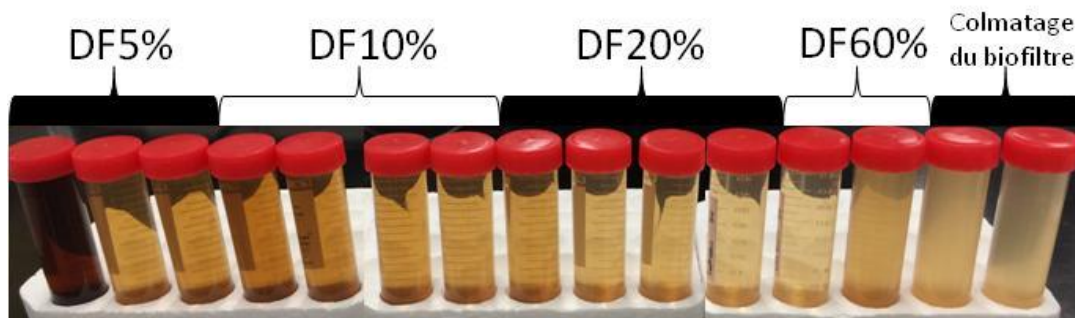


Figure 4.8 : Comparaison de la couleur de l'effluent du B2 pendant tout les essais de biofiltration, colmatage inclus.



La figure 4.9 présente une comparaison de la couleur de l'effluent du B2. Cette comparaison est faite après avoir utilisé DA10 % jusqu'au jour 21 d'essais de biofiltration. La figure 4.9 compare la couleur de l'effluent avec son affluent respectif.

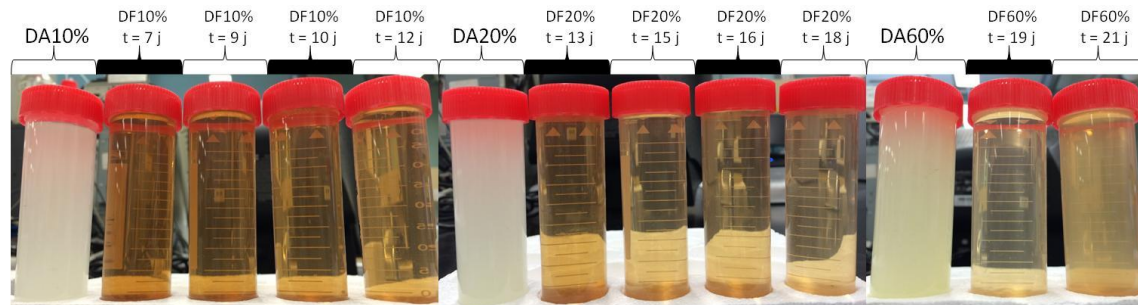


Figure 4.9 : Comparaison de la couleur de l'effluent du B2 et son affluent respectif, après l'utilisation de DA10 jusqu'au le jour 21<sup>ème</sup> jour d'expérience.

#### 4.4.2. Flore bactérienne

L'identification des souches bactériennes a été réalisée sur le milieu organique à l'intérieur du biofiltre à la fin des essais. L'identification des microorganismes ne fait pas partie des objectifs spécifiques du projet et que l'analyse de ceux-ci, qui pourrait être très exhaustive et complexe, est très brève. En effet, la figure 4.10 et la figure 4.11 permettent de visualiser la prolifération de champignons et de moisissures.

La figure 4.10 propose une comparaison entre le matériau de biofiltration avant de commencer les essais et le matériau de biofiltration à la fin du B2. Il est possible d'observer la croissance de la biomasse à l'intérieur du système.

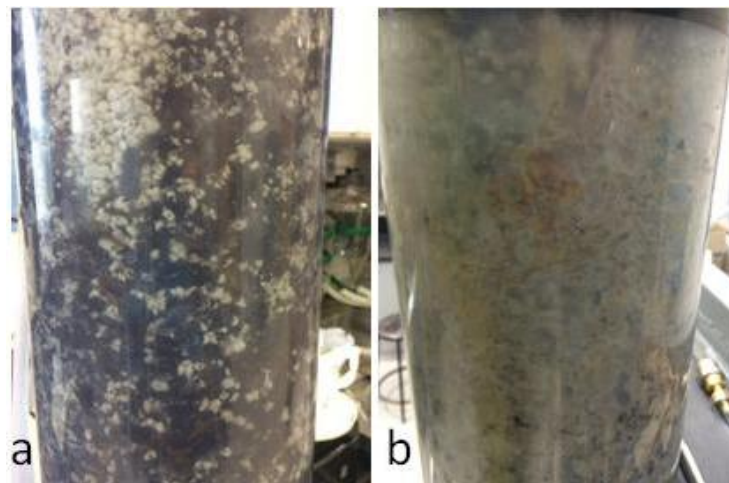
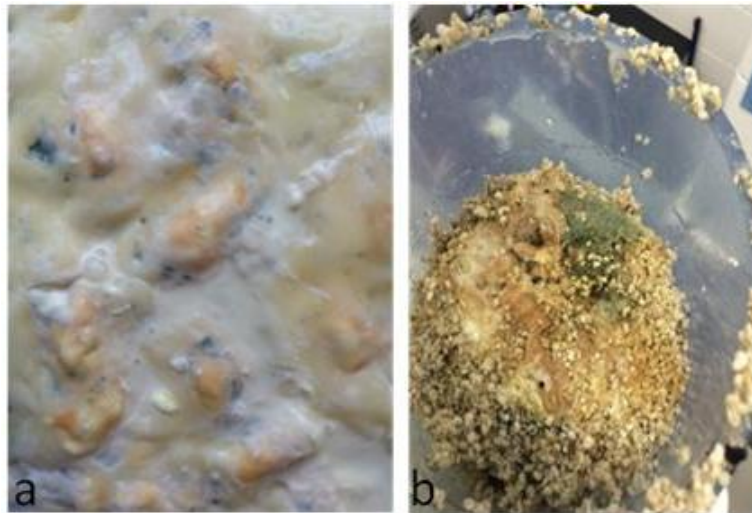


Figure 4.10 : Matériau filtrant avant de commencer les essais de biofiltration B1 (a) et matériau filtrant à la fin des essais de biofiltration B2 (b).

La biomasse qui est formée à l'intérieur du biofiltre est présentée dans la figure 4.11 où un échantillon a été prélevé. La figure 4.11a montre la texture du biofilm, qui est semblable à une couche visqueuse à sa surface et rugueuse à l'intérieur. La figure 4.11b présente la prolifération des champignons et moisissures sur la partie supérieure du lit filtrant.



**Figure 4.11 : Échantillon de biofilm (a) et de biomasse (b) produite dans le biofiltre.**

Puisque le biofiltre n'a pas été inoculé, l'origine des souches bactériennes provient essentiellement de trois sources : le mélange organique initial, le lactosérum et l'air injecté au biofiltre. L'hypothèse de l'air comme une source de l'origine des souches bactériennes est négligée, étant donné que l'air fourni au biofiltre est de qualité médicale (fournit par l'Université Laval, QC). Alors, les deux premières hypothèses de sources sont retenues.

# Chapitre 5

## 5. Conclusions générales

Ce dernier chapitre regroupe les principales conclusions du mémoire, tout en démontrant ses contributions sur l'avancement des connaissances. Il a également pour but de cerner les limites de l'étude et de suggérer des futures voies de recherche.

### 5.1. Généralités

L'objectif général de l'étude était d'évaluer le comportement d'un biofiltre sur milieu organique servant à l'épuration du lactosérum. L'objectif principal était d'améliorer les connaissances sur l'enlèvement de certains polluants dans ce type de rejet, dans le but d'optimiser l'enlèvement de la matière organique, les matières en suspension et l'azote total. Plus spécifiquement, le projet visait à :

- Étudier la biodégradabilité du lactosérum,
- Effectuer un montage approprié pour développer le procédé de biofiltration,
- Analyser l'effet de différentes concentrations de lactosérum sur les performances d'enlèvement de la matière organique, les matières en suspension et l'azote total,
- Analyser l'effet du milieu filtrant sur la performance épuratoire du biofiltre.

### 5.2. Conclusions

- Les résultats des essais de biofiltration sur un lit de tourbe ont montré que ce procédé peut être approprié pour traiter le lactosérum. Le colmatage et l'augmentation de la couleur sont les désavantages qui ont été mis en évidence au cours de l'étude.
- La colonisation se fait principalement dans les couches supérieures du milieu filtrant. Cependant, la présence de perlite sur le milieu organique n'a pas permis une croissance importante au niveau de ce dernier durant les trois premières semaines du test. Ce résultat était attendu, parce que la perlite est un milieu inorganique et ne fournit pas de nutriments aux micro-organismes.

- L'utilisation de lactosérum à différentes charges en DCO pour un même débit a permis d'observer une meilleure efficacité. Le système de biofiltration est le plus performant pour les dilutions de lactosérum de 20 et 60 %. En effet, pour un milieu filtrant déjà colonisé par les bactéries, les concentrations de matières polluantes en sortie du biofiltre sont restées constantes malgré des fortes hausses de concentrations à l'entrée.
- La nitrification est présente dès le démarrage, mais apparaît significativement autour de la deuxième semaine d'opération pour augmenter jusqu'à la fin des essais.

### **5.3. Originalité de l'étude**

Avant d'effectuer cette étude, seulement quelques auteurs se sont intéressés à traiter les effluents de fromageries (Saminathan *et al.*, 2013 ; PEP CAPRIN, 2008). Ce projet visait donc à fournir des connaissances sur le traitement du lactosérum avec un milieu organique. Le lactosérum étudié a été prélevé à la fin de la chaîne de la production du fromage sur la *Fromagerie du campus* (AGETAAC, 2013) qui permet d'obtenir des échantillons comparables à une fromagerie fermière.

La mise en place du biofiltre pilote doit se faire facilement et il doit pouvoir être opérationnel de façon autonome et ne doit pas nécessiter l'assistance régulière d'un technicien. En effet, trouver un moyen simple et efficace techniquement de traiter les effluents liquides des fromageries fermières est une préoccupation d'actualité.

### **5.4. Limitations de l'étude**

Les principales limites concernant cette étude sont les suivantes :

- Les problèmes en relation avec le montage expérimental ont été principalement causés par le colmatage du milieu filtrant. Les concentrations élevées de matières en suspension retrouvées dans le lactosérum et la croissance de la biomasse, causent de l'augment de la DCO alimentée au biofiltre.
- L'imprécision peut être due aux contraintes d'échantillonnage ou à l'erreur sur la mesure. Elle constitue un facteur important à considérer. Le délai entre certaines mesures a parfois nui à l'interprétation des résultats, principalement en ce qui concerne la DCO et l'azote.

- La distribution non uniforme du mélange de tourbe et perlite peut diminuer les propriétés physiques du milieu filtrant contre le compactage. Cela peut empêcher la circulation naturelle du liquide à traiter à travers le lit filtrant.
- Le biofiltre n'a pas été conçu pour les opérations d'entretien de lavages. Même si des rétro-lavages ont été effectués, il reste un doute sur l'efficacité de l'entretien.
- La sortie de l'effluent traité est au même niveau que l'entrée de l'air dans le biofiltre pilote. Cette conception a générée des problèmes, puisque si la valve qui régule la sortie de l'effluent était complètement ouverte, l'air soufflé au biofiltre sortait aussi par cet espace.

## 5.5. Études futures

La présente étude a permis d'améliorer les connaissances sur la technologie de biofiltration sur milieu organique pour le traitement du lactosérum. Bien sûr, des étapes supplémentaires sont nécessaires avant d'envisager le transfert de cette technologie à l'échelle de la fromagerie fermière ;

- Le premier point à améliorer consiste à minimiser l'apport de matières en suspension vers le biofiltre afin de prolonger sa durée de fonctionnement sans opération d'entretien. Une préfiltration ou un système de décantation peuvent être envisagés ;
- Afin de contrôler les problèmes de colmatage, l'installation d'un instrument pour mesurer la perte de charge peut être utile ;
- Visuellement, les effluents possèdent une coloration foncée, laquelle provient principalement de la décoloration de la tourbe. Enlever la couleur d'un liquide peut être complexe. L'utilisation d'un autre milieu filtrant qui ne transfère pas acides humiques et fulviques peut être envisagé ;
- Réaliser les essais de biofiltration avec une seule dilution, laquelle possède une concentration constante en DCO. De plus, employer des cycles d'utilisation et de repos (pas d'apport de lactosérum) ;
- Inclure de la perlite ou de la calcite dans le milieu filtrant au niveau de la couche grossière, pour assurer le maintien du pH autour de la neutralité à ce niveau ;
- Reconcevoir la position de l'entrée d'air et la sortie de l'effluent du biofiltre pilote ;

- Réaliser un suivi plus précis de la température.

## Références bibliographiques

AGETAAC. (2013). *Association Générale des Étudiants en Agriculture, Alimentation et Consommation*. Récupéré sur Fromagerie du Campus: <http://www.agetaac.ulaval.ca/clubs-et-comites/fromagerie-du-campus/>

Anit, S., & Artuz, R. J. (2014, 4 11). *Rensselaer*. Consulté le 4 13, 2014, sur <http://www.rpi.edu/dept/chem-eng/Biotech-Environ/MISC/biofilt/biofiltration.htm>

APHA; AWWA; WEF. (1998). *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater* (éd. 20). Baltimore, Maryland, USA: United Book Press, Inc.

Aubry, G. (2008). *Étude du comportement de l'azote dans un biofiltre à lit ruisselant traitant du lisier de porc*. Thèse de doctorat, Université Laval, Département de Génie Civil.

Avalos Ramirez, A. (2008). *Traitement des composés organiques volatils par biofiltration avec et sans percolation : études cinétiques et de caractérisation des biofiltres*. Thèse de doctorat, Université de Sherbrooke, Département de Génie Chimique, Sherbrooke.

Bélanger, A., Potvin, D., Cloutier, R., Caron, M., & Thériault, G. (1998). *PEAT: a resource of the future*. Teaching Manual, Centre Québécois de Valorisation de la Biomasse, Québec.

Borde, V. (2016). Ça brasse dans le lait! *L'Actualité*, 41 (8), 20-23.

Bourgeois, C. M., & Larpent, J. P. (1996). *Microbiologie alimentaire, Aliments fermentés et fermentations alimentaires* (Vol. 2). Technique et Documentation - Lavoisier.

Brissaud, F. (1993). *Epuración des eaux usées urbaines par infiltration percolation*. Agences de l'Eau, Ministère de l'Environnement. Etude Inter Agences.

Brissaud, F., Lefevre, F., Joseph, C., Alamy, Z., & Landreau, A. (1989). Waste water, infiltration-percolation for aquifer recharge or water re-use. *Waste water recharge*, 188, 443-455.

Buelna, G., Dubé, R., & Turgeon, N. (2008). Pig manure treatment by organic bed biofiltration. *Desalination*, 231 (1-3), 297-304.

Cabrera, G., Ramírez, M., & Cantero, D. (2011). Biofilters. Dans M. Moo-Young, *Comprehensive Biotechnology* (éd. Second Edition, pp. 303-318). Burlington Academic Press.

Castillo de Campis, S. (2005). *Étude d'un procédé compact de traitement biologique aérobie d'effluents laitiers*. Thèse doctorat, Institut National des Sciences Appliquées de Toulouse, Toulouse.

CBC. (2016, Avril 12). *ICI Radio-canada*. Consulté le 2016, sur L'industrie laitière du Québec unie contre les importations de lait diafiltré: <http://ici.radio-canada.ca/nouvelles/economie/2016/04/12/003-lait-diafiltre-importations-reglementation-front-commun-industrie-laitiere-quebec.shtml>

CCIL. (2015). *Centre canadien d'information laitière*. Consulté le 2016, sur <http://www.dairyinfo.gc.ca>

- CCL. (2015). *Commission canadienne du lait*. Consulté le 2016, sur [www.cdc-ccl.gc.ca](http://www.cdc-ccl.gc.ca)
- Centre STELA. (2013). *Matières Grasses du lait Méthode modifiée du Mojonniér Extraction à l'éther*. Centre STELA, Québec.
- Chaudhary, D., Vigneswaran, S., Ngo, H., Shim, W., & Moon, H. (2003). Biofilter in water and wastewater treatment. *Korean Journal of Chemical Engineering* , 40 (6), 1054-1065.
- Chen, Y., Cheng, J., & Creamer, K. (2008). Inhibition of anaerobic digestion process: A review. *Journal Bioresource Technology* , 99 (10), 4044-4064.
- CILQ. (2016). *Conseil des industriels laitiers du Québec inc.* Consulté le 2016, sur <http://cilq.ca/>
- Cohen, Y. (2001). Biofiltration – the treatment of fluids by microorganisms immobilized into the filter bedding material: a review. *Bioresource Technology* , 77 (3), 257-274.
- Constance, J., Flore, L., & Caroline, M. (2014). *Office international de l'Eau*. Consulté le 04 13, 2014, sur <http://www.oieau.org/?lang=fr>
- Couillard, D. (1994). Review : the use of peat in wastewater treatment. *Water Research* , 28 (6), 1261-1274.
- Courtemanche, M. (1996). *Traitement des eaux usées d'une usine de pâtes et papiers par le procédé de biofiltration ACTICONTACTR [microforme]*. Mémoire ès science appliquée, Université de Sherbrooke, Sherbrooke.
- Delhomenie, M., & Heitz, M. (2005). Biofiltration of Air: A Review. *Critical Reviews in Biotechnology* , 25, 53-72.
- Donoso, A., Carballa, M., Ruiz, G., & Chamy, R. (2009). Treatment of low strength sewage with high suspended organic matter content in an anaerobic sequencing batch reactor and modeling application. *Electronic Journal of Biotechnology* , 1-10.
- Duan, H., Koe, L., Yan, R., & Chen, X. (2006). Biological treatment of H<sub>2</sub>S using pellet activated carbon as a carrier of microorganisms in a biofilter. *Water Research* , 40 (14), 2629-2636.
- Dubé, R. (1996). *Traitement du lisier de porc par biofiltration aérée et passive sur milieu organique*. Mémoire de maîtrise, Université Laval, Département de Génie Civil, Québec.
- Dumont, E., Andres, Y., & Le Cloirec, P. (2005). Enhancement of oxygen transfer in bioprocess by the use of an organic phase: effect of silicone oil on volumetric mass transfer coefficient of oxygen (kLa). *Biotechniques for air pollution control*, (pp. 163-170). La Coruña.
- Eau Seine-Normandie. (2014). *Agence de l'Eau Seine-Normandie*. Consulté le 2016, sur <http://www.eau-seine-normandie.fr/index.php?id=6850>
- Éco Ressources Consultants. (2011). *Les retombées économiques de l'industrie laitière au Canada*.
- Edeline, F. (1993). *L'épuration biologique des eaux. THEORIE & TECHNOLOGIE. DES REACTEURS* (éd. 4e édition). (CEBEDOC, Éd.) Liège, Belgique: Lavoisier Tec & Doc.



- El Khatib, R. (2011). *Contrôle hydrodynamique de la formation des biofilms en milieu eaux usées*. Institut National Polytechnique de Lorraine. Nancy: Nancy-Université.
- Farrugia, V. M. (1999). *The development and properties of biofilms in biofilters*. Ph. D. Thesis, University of Toronto, Department of Chemical Engineering and Applied Chemistry, Toronto.
- Fdz-Polanco, F., Mendez, E., Uruena, M. A., Villaverde, S., & Garcia, P. A. (2000). Spatial distribution of heterotrophs and nitrifiers in a submerged biofilter for nitrification. *Water research*, 34 (16), 4081-4089.
- Frigon, J.-C., Breton, J., Bruneau, T., Moletta, R., & Guiot, S. (2009). The treatment of cheese whey wastewater by sequential anaerobic and aerobic steps in a single digester at pilot scale. *Bioresour Technol*, 100 (18), 4156-4163.
- Froc, J. (2007). *Balade au pays des fromages, Les traditions fromagères en France*. Quae.
- Fuchsman, C. (1980). *Peat: Industrial Chemistry and Technology*. New York: Academic Press.
- Gabriel, G., & Deshusses, M. (2003). Retrofitting existing chemical scrubbers to biotrickling filters for H<sub>2</sub>S emission control. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 100 (11), 6308–6312.
- Garzón-Zúñiga, M. A. (2001). *Mécanismes d'enlèvement de l'azote du lisier de porc par biofiltration aérée sur tourbe*. Thèse de doctorat, Université Laval, Département de Génie Civil, Québec.
- Garzón-Zúñiga, M. A., Lessard, P., & Buelna, G. (2003). Determination of the hydraulic residence time in a trickling biofilter filled with organic matter. *Environmental Technology*, 24 (5), 605 – 614.
- Garzón-Zúñiga, M. A., Lessard, P., & Buelna, G. (2002). Nitrogen Elimination Mechanisms in an Aerated Peat Biofilter Treating Pig Manure. *Proceedings of the 3rd Water World Congress (International Water Association)*. Melbourne.
- Garzón-Zúñiga, M., Lessard, P., Aubry, G., & Buelna, G. (2005). Nitrogen elimination mechanisms in an organic media aerated biofilter treating pig manure. *Environmental Technology*, 26 (4), 361-371.
- Ghaly, A., Ramkumar, D., Sadaka, S., & Rochon, J. (2000). Effect of reseeded and pH control on the performance of a two-stage mesophilic anaerobic digester operating on acid cheese whey. *Canadian Agricultural Engineering*, 42 (4), 173-183.
- Gironas, J., Adriasola, J., & Fernandez, B. (2008). Experimental analysis and modelling of a stormwater perlite filter. *Water Environment Research*, 80 (6), 524-539.
- Grady, C. P., Daigger, G. T., & Lim, H. C. (1999). *Biological Wastewater Treatment* (éd. Second edition). (M. Dekker, Éd.) New York, USA: Inc.
- Grandjean, B. (2014, 01 14). *Site des cours de Bernard Grandjean*. Consulté le 04 13, 2014, sur <http://www.grandjean.gch.ulaval.ca/GCH2102/chap8/chap-8.pdf>

- Healy, M., Rodgers, M., & Mulqueen, J. (2007). Treatment of dairy wastewater using constructed wetlands and intermittent sand filters. *Bioresource Technology*, 98 (12), 2268–2281.
- Heavey, M. (2003). Low-cost treatment of landfill leachate using peat. *Waste Management*, 23 (5), 447–454.
- Henze, M., Van Loosdrecht, M. C., Ekama, G., & Brdjanovic, D. (2008). *Biological Wastewater Treatment: Principles, Modelling and Design*. London, UK: IWA Publishing.
- Jin, Y., Veiga, M., & Kennes, C. (2005). Effects of pH, CO<sub>2</sub>, and flow pattern on the autotrophic degradation of hydrogen sulfide in a biotrickling filter. *Biotechnology and Bioengineering*, 92 (4), 462-471.
- Jowett, E., & McMaster, M. (1995). On-site wastewater treatment using unsaturated absorbent biofilters. *Journal of Environmental Quality*, 24 (1), 86-95.
- Jun, Y., & Wenfeng, X. (2009). Ammonia biofiltration and community analysis of ammonia-oxidizing bacteria in biofilters. *Bioresource Technology*, 100 (17), 3869-3876.
- Kennes, C., & Thalasso, F. (1998). Waste gas biotreatment technology. *Journal of Chemical Technology and Biotechnology*, 72 (4), 303-319.
- Kibazohi, O., Yun, S., & Anderson, W. (2004). Removal of Hexane in Biofilters Packed with Perlite and a Peat-Perlite Mixture. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 20 (4), 337-343.
- Knoepp, J. D., & Vose, J. M. (2002). Quantitative Comparison of In Situ Soil CO<sub>2</sub> Flux Measurement Methods. *Southern Research Station*.
- Laplanche, J. (2004). Système d'épuration du lactosérum d'alpage par culture fixée sur lit de compost. *Rev. suisse Agric.*, 36 (5), 220-224.
- LeBihan, Y., & Lessard, P. (2000). Monitoring biofilter clogging : Biochemical characteristics of the biomass. *Water research*, 34 (17), 4284-4294.
- Lessard, P. (2016). *Notes du cours de traitements avancés des eaux (GEX-7050)*. Consulté le avril 2016, sur Portail des cours de l'Université Laval: <https://www.portaildescours.ulaval.ca>
- Lewandowski, Z., & Boltz, J. (2011). Biofilms in Water and Wastewater Treatment. Dans P. Wilderer, *Treatise on Water Science* (pp. 529-570). Oxford Elsevier.
- Li, M., Bando, Y., Tanigawara, R., Kamiya, T., Yasuda, K., & Nakamura, M. (2001). Effect of packed structure onflow behaviour in a trickle bed biofilter. *The Canadian Journal of Chemical Engineering*, 79 (4), 602-607.
- Mann, A. T., Mendoza-Espinosa, L., & Stephenson, T. (1999). Performance of floating and sunken media biological aerated filters under unsteady state conditions. *Wat Res*, 33, 1108–1113.
- McNevin, D., & Barford, J. (1998). Modelling adsorption and biological degradation of nutrients on peat. *Biochemical Engineering Journal*, 2, 217–228.

MDDELCC. (2015). *Modèle de règlement relatif aux rejets dans les réseaux d'égout des municipalités du Québec*. Document de justification, Québec.

Mehrdadi, N., Bidhendi, G., & Shokouhi, M. (2012). Determination of dairy wastewater treatability by bio-trickling filter packed with lava rocks - case study PEGAH dairy factory. *Water Science and Technology*, 65 (8), 1441-1447.

Metcalf, & Eddy. (2003). *Wastewater Engineering : Treatment and Reuse* (éd. 4e édition). Boston: McGraw-Hill.

modelEAU. (2010). *SOP-005 Méthodes analytiques*. Université Laval, Département de Génie Civil, Québec.

Moll, D., Summers, R., Fonseca, A., & Matheis, W. (1999). Impact of Temperature on Drinking Water Biofilter Performance and Microbial Community Structure. *Environmental Science & Technology*, 33 (14), 2377-2382.

Montero, B., Garcia, J., Sales, D., & Solera, R. (2008). Evolution of microorganisms in thermophilic-dry anaerobic digestion. *Bioresource Technology*, 99 (8), 3233-3243.

Morales, M., Hernandez, S., Cornabe, T., Revah, S., & Auria, R. (2003). Effect of drying on biofilter performance: modeling and experimental approach. *Environmental science and technology*, 37 (5), 985-992.

Muller, S., & Lefrileux, Y. (2000). Le traitement des effluents en fromagerie. *L'égide* (18), 3.

Mustin, M. (1987). *Le compost, gestion de la matière organique*. (F. Dubusc, Éd.) Paris.

Oh, D., Song, J., Hwang, S., & Kim, J. (2009). Effects of adsorptive properties of biofilter packing materials on toluene removal. *Journal of Hazardous Materials*, 170 (1), 144-150.

Ottengraf, S. P. (1986). Exhaust gas purification. Dans H.-J. Rehm, & G. Reed, *Biotechnology* (éd. 1st, Vol. 8, pp. 425-452). Weinheim: VCH.

Ouattara, A. (1993). *Étude de l'élimination de la pollution organique et azotée dans une colonne de sable aéré artificiellement : cas des eaux usées de l'abattoir de Ouagadougou*. Mémoire de fin d'études.

Ouyang, C. F., Chiou, R. J., & Lin, C. T. (2000). Characteristics of nitrogen removal by the biofilter system. *Water Science and Technology*, 42 (12), 137-147.

Paredes, D., Kuschik, P., Mbwette, T. S., Stange, F., Muller, R. A., & Koser, H. (2007). New aspects of microbial nitrogen transformations in the context of wastewater treatment – A review. *Engineering in Life Sciences*, 7 (1), 13-25.

Payraudeau, M., Paffoni, C., & Gousailles, M. (2000). Tertiary nitrification in an up flow biofilter on floating media: Influence of temperature and COD load. (I. Publishing, Éd.) *Biofilms Systems IV*, 41, 21-27.

PEP CAPRIN. (2005). *Chambres d'Agriculture de Rhône-Alpes*. Consulté le 2016, sur <http://rhone-alpes.synagri.com/portail/AccueilRegion>

PEP CAPRIN. (2006). *Guide de conception d'ouvrages de traitement d'effluents par CULTURES FIXEES SUR POUZZOLANE « Type PRADEL »*.

PEP CAPRIN. (2008, Juillet). La gestion des effluents de fromagerie fermiers. *Filière Ovine et Caprine* (25), p. 17.

PEP CAPRIN. (2011, Juillet 21). *Pôles d'Expérimentation et de Progrès de Rhône-Alpes*. Récupéré sur <http://www.pep.chambagri.fr/>

Pineau, M., & Lessard, P. (1994). Procédés de biofiltration et applications au Québec. *Sci. Techniques Eau* , 27 (1), 13-16.

PLQ. (2016). *Les Producteurs de lait du Québec*. Consulté le 2016, sur <http://lait.org/leconomie-du-lait/profil-et-impact-de-la-production-laitiere/>

Pütz, P. (2012). *Analyse de laboratoire & analyse en continu, elements nutritifs, composees azotes*.

Raby, K. (2013). *Élimination de l'azote contenu dans un lisier de porc synthétique à l'aide d'un biofiltre percolateur*. Mémoire de maîtrise, UNIVERSITÉ DE SHERBROOKE, Département de génie chimique et de génie biotechnologique, Sherbrooke.

Rana, S., & Viraraghavan, T. (1987). Use of peat in Septique Tank Effluent Treatment – Column studies. *Water Pollution Research Journal of Canada* , 22 (3), 491-504.

Sabalçagaray, P. (2001). *Traitement des effluents de fromageries fermières par cultures fixées sur pouzzolane*. Mémoire pour le diplôme de formation supérieure technologique en ingénierie du traitement et du contrôle des pollutions, INSA Toulouse, Toulouse.

Samie, G. (2009). *Modélisation d'une station par biofiltration*. Mémoire de maîtrise, Université Laval, Département de Génie Civil, Québec.

Saminathan, S., Galvez-Cloutier, R., & Kamal, N. (2013). Performance and microbial diversity of aerated trickling biofilter used for treating cheese industry wastewater. *Applied Biochemistry and Biotechnology* , 170 (1), 149-163.

Schuck, P., Bouhallab, S., Durupt, D., Vareille, P., Humbert, J.-P., & Marin, M. (2004). Séchage des lactosérums et dérivés : rôle du lactose et de la dynamique de l'eau. *Le Lait* , 84 (3), 243-268.

Shahriari, T., & Shokouhi, M. (2015). Assessment of Bio-Trickling Filter Startup for Treatment of Industrial Wastewater. *Int. J. Environment* , 9 (2), 769-776.

Smith, M. (2014, 01 01). *BIOFILTRATION FOR AQUACULTURE L. S. ENTERPRISES*. Consulté le 04 09, 2014, sur [www.biofilters.com](http://www.biofilters.com)

Sottiez, P. (1990). Produits dérivés des fabrications fromagères. Dans *Lait et produits laitiers : vache, brebis, chèvre* (Vol. 2, p. 637). Paris: Lavoisier.

Soupramanien, A. (2013). *Traitement d'effluents gazeux malodorants issus du secteur industriel du traitement des déchets par voie biologique: Etude du couplage lit percolateur / biofiltre*. Thèse de Doctorat, Université Nantes Angers Le Mans.

- Tartakovsky, B., Morel, E., Dansereau, P., Perrier, M., & Guiot, S. (2007). Control of an anaerobic mesophilic reactor using periodic temperature variations. *10* . Mexico.
- Turcotte, V. (2009). *Utilisation d'écaillés de cacao comme matériau support pour la biofiltration d'effluents agroalimentaires*. Mémoire de maîtrise, Université du Québec, Institut national de la recherche scientifique Eau, Terre et Environnement, Québec.
- Valentin, F. (1986). Peat beds for odour control: recent developments and practical details. *Filtration & Separation* , 23, 224-226.
- Vigne, E. (2007). *Étude et modélisation dynamique d'un procédé par biofiltration en nitrification tertiaire*. Université Laval, Département de Génie Civil, Québec.
- Viraraghavan, T., & Ayyaswami, A. (1987). Use of peat in water pollution control: a review. *Canadian Journal of Civil Engineering* , 14, 230-233.
- Vuillemard, J.-C. (2000). *Produits laitiers STA-20282*. Université Laval, Département des sciences des aliment et de nutrition. Québec: AGETAAC.
- Wani, A., Branion, R., & Lau, A. (1997). Biofiltration: A promising and cost-effective control technology for odors, VOCs and air toxics. *Journal of Environmental Science and Health Part a-Toxic/Hazardous Substances & Environmental Engineering* , 32, 1077-1204.
- Wett, B., Rostek, R., Rauch, W., & Ingerie, K. (1998). pH-controlled reject-water-treatment. *Water Science and Technology* , 37 (12), 165-172.
- Wright, R., & Van Breemen, N. (1995). The NITREX project; an introduction. *Forest Ecology and Management* , 71, 1-6.
- Yang, H., Minuth, B., & Allen, D. (1995). Effects of nitrogen and oxygen on biofilter performance. *Journal of the Air & Waste Management Association* , 52 (3), 279-286.
- Yang, L., Chou, L., & Shieh, W. (2001). Biofilter treatment of aquaculture water for reuse applications. *Water Research* , 35 (13), 3097-3108.
- Zhu, S., & Chen, S. (2002). The impact of temperature on nitrification rate in fixed film biofilters. *Aquacultural Engineering* , 26 (4), 221-237.

# Annexe A : Dossier photographique du mémoire

## A.1. Fromagerie, échantillonnage et stockage



Figure A. 1 : Production de fromage à la Fromagerie du campus (AGETAAC, 2013).



Figure A. 2 : Échantillonnage de lactosérum à la Fromagerie du campus (AGETAAC, 2013).



Figure A. 3 : Entreposage du lactosérum à 4°C.

## A.2. Matériaux filtrants



Figure A. 4 : Mélange du milieu filtrant, tourbe et perlite.



Figure A. 5 : Tamisage de la couche de gravier ajouté sur le plénum, au bas du biofiltre.

### A.3. Biofiltre pilote



Figure A. 6 : Montage expérimental (Biofiltre pilote).





Figure A. 7 : Tamis installé sur le dessus du biofiltre pour éviter les pertes du milieu filtrant pendant les rétro-lavages.

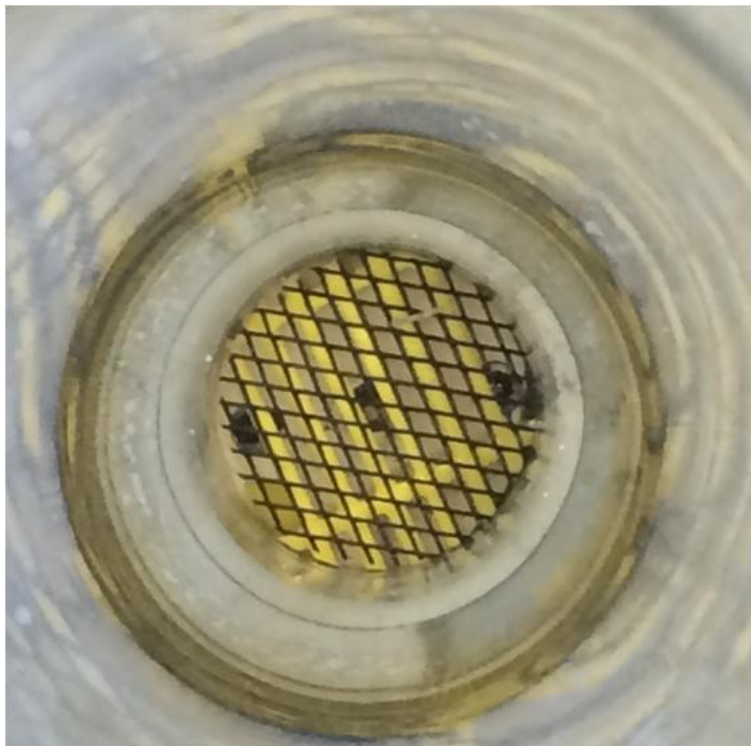


Figure A. 8 : Plénum installé dans le bas du biofiltre pour favoriser une aération uniforme du milieu filtrant.



Figure A. 9 : Entrée de liquide et sortie de gaz. Adaptation du diamètre de tube d'alimentation de liquide pour brancher au biofiltre.

#### A.4. Opération de lavage du biofiltre



Figure A. 10 : Montage expérimental du rétro-lavage du biofiltre pilote.

## A.5. Dilutions d'alimentation et système d'alimentation



Figure A. 11 : Préparation des dilutions standards et d'alimentation de lactosérum au biofiltre.

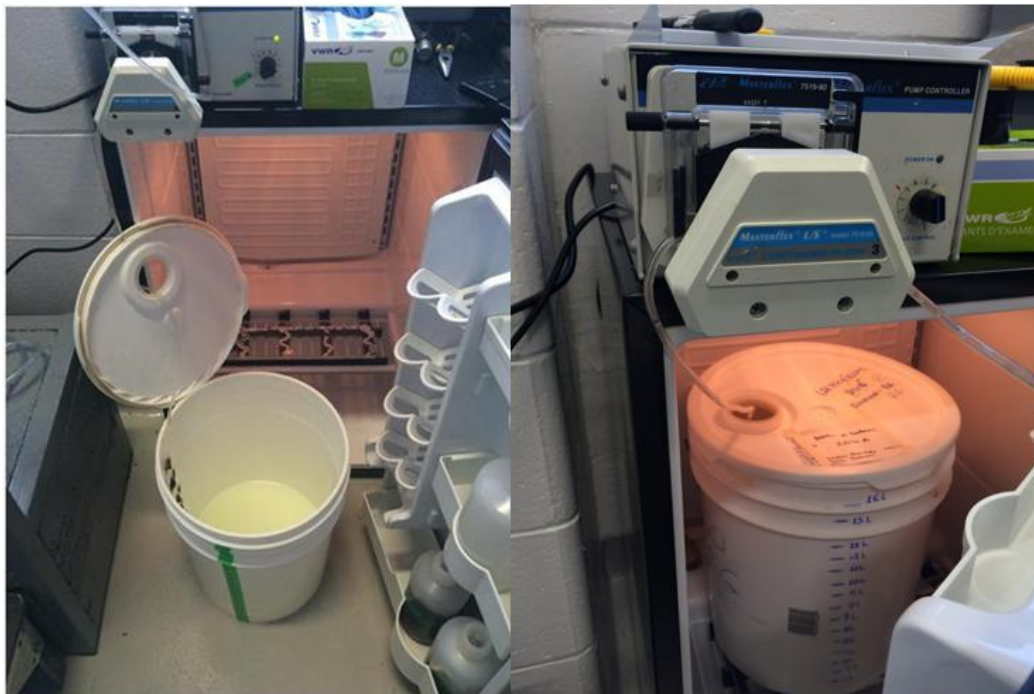


Figure A. 12 : Chaudière d'alimentation à 4°C.

## A.6. Détermination de la concentration de CO<sub>2</sub>



Figure A. 13 : Titrations des échantillons du piège à CO<sub>2</sub>.

## A.7. Détermination de la quantité de matière grasse



Figure A. 14 : Test de la teneur en matière grasse par extraction de solvants.

## A.8. Échantillonnage de l'effluent traité



Figure A. 15 : Échantillonnage de l'effluent de lactosérum traité.

## A.9. Échantillonnage du milieu filtrant



Figure A. 16 : Échantillonnage du milieu filtrant à la fin des expériences.

## A.10. Instruments du système

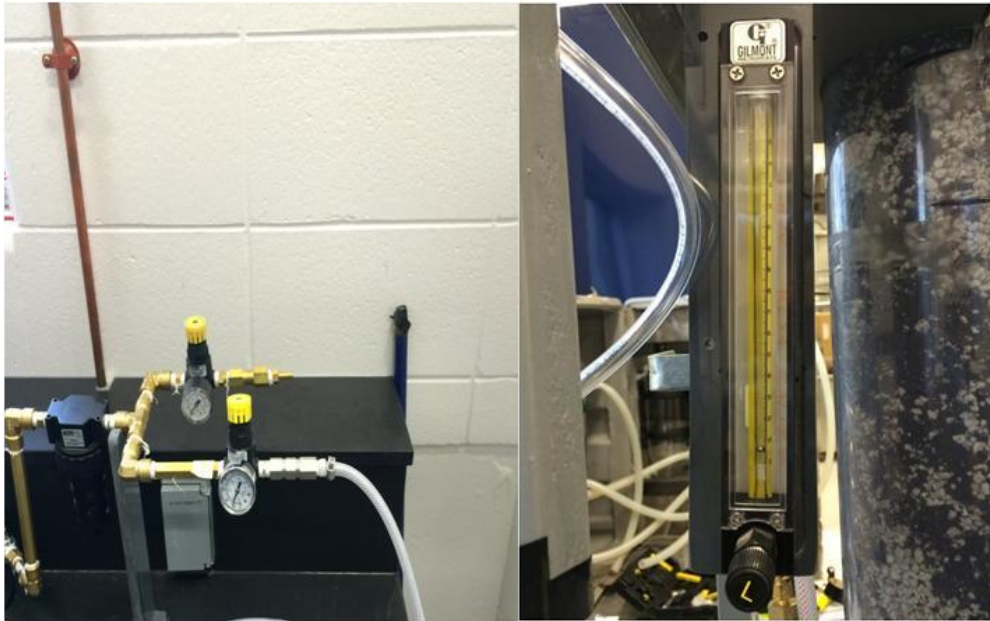


Figure A. 17 : Montage d'alimentation d'air et débitmètre.

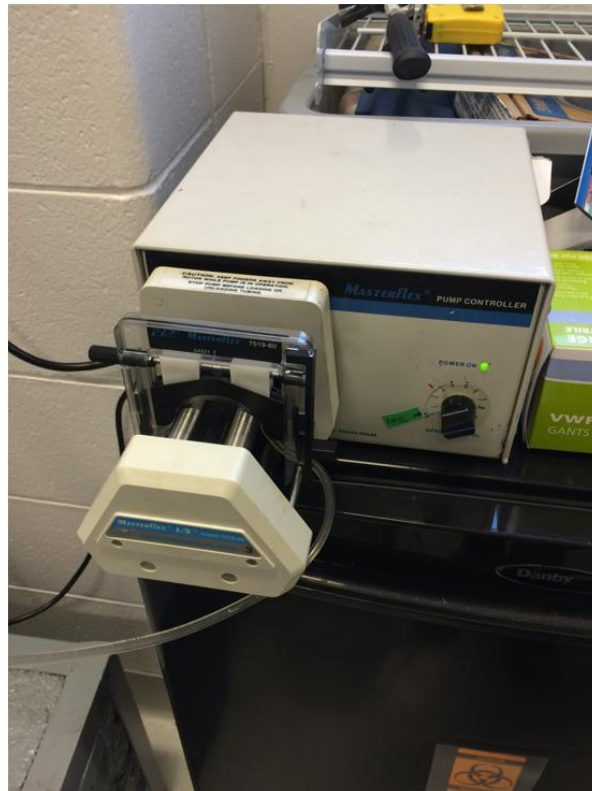


Figure A. 18 : Pompe péristaltique pour alimentation le lactosérum.

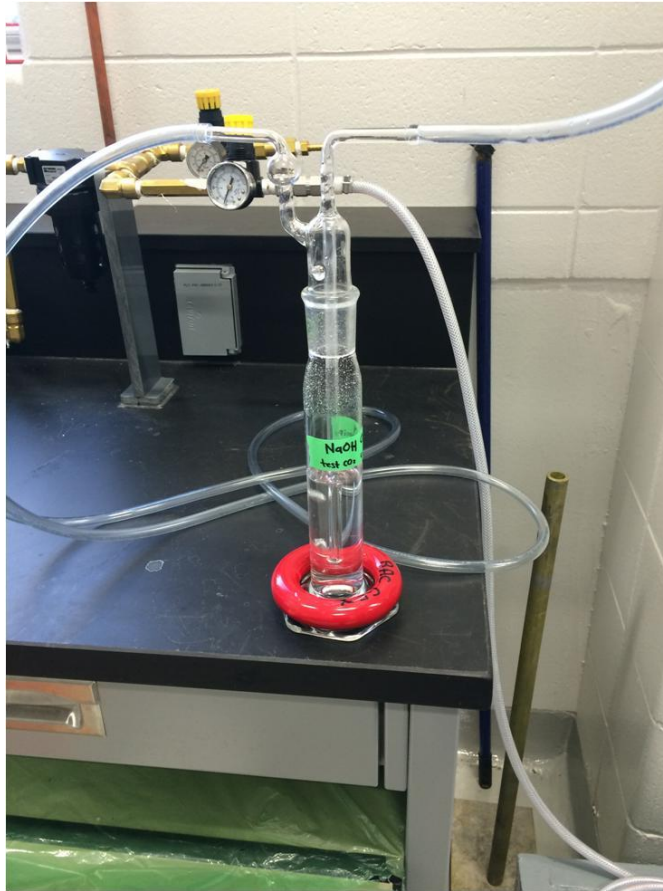


Figure A. 19 : Piège de CO<sub>2</sub> (laveur de gaz) contenant une solution de NaOH de 0,2 M.